HARVARD UNIVERSITY

Library of the
Museum of
Comparative Zoology

ISSN 0034 - 740X

MCZ
LIBRARY
MAY 18 1995
HARVARD
UNIVERSITY

VOL. 21 (1994)

Conspice naturam,
Inspice structuram!

REVISTA CHILENA DE ENTOMOLOGIA

Santiago
1994

REVISTA CHILENA DE ENTOMOLOGIA

Propietaria de la Revista:
SOCIEDAD CHILENA DE ENTOMOLOGIA
Domicilio legal:
Sección Entomología, Museo Nacional de Historia Natural,
interior Quinta Normal, Santiago

Personería Jurídica concedida por
Decreto Ministerio de Justicia N°2.204, del 10 de Agosto de 1965

Fundada en Santiago el 4 de Junio de 1922,
con el nombre de Sociedad Entomológica de Chile

Consolidada y reorganizada con el nombre de
Sociedad Chilena de Entomología el 30 de Marzo de 1933

Toda correspondencia y colaboraciones deben ser dirigidas a:
Correspondence and collaborations should be addressed to:

SOCIEDAD CHILENA DE ENTOMOLOGIA
Casilla 21132, Santiago (21) - Chile

Ordenes de subscripción (excepto para Chile)
deben dirigirse a nuestros distribuidores oficiales:
Subscription orders (except for Chile)
should be addressed to our official distributors:

IBEROAMERICANA
K.D. Vervuet oHG
Wielandstrasse 40
D - 6000 FRANKFURT 1

ISSN 0034 - 740X

MCZ
LIBRARY
MAY 18 1995
HARVARD
UNIVERSITY

VOL. 21 (1994)

Conspice naturam,
Inspice structuram!

REVISTA CHILENA DE ENTOMOLOGIA

La publicación del presente volumen
ha sido posible gracias al generoso legado efectuado a nuestra Sociedad
por el Dr. Charles P. Alexander

Impreso por:
Impresos OGAR,
Roberto Espinoza 1538 - Santiago
en el mes de Diciembre de 1994

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 5 - 30

LAS ESPECIES CHILENAS DE *CNEMALOBUS* GUERIN-MENEVILLE 1838 (COLEOPTERA: CARABIDAE: CNEMALOBINI)

SERGIO ROIG-JUÑENT [1]

RESUMEN

Cnemalobus Guérin-Ménéville 1838. es un género de Carabidae endémico de América del Sur austral con veintitres especies. Esta revisión de *Cnemalobus* incluye claves para el reconocimiento de las especies chilenas y un estudio sistemático de las siguientes especies: *C. convexus* Germain, *C. araucanus* Germain, *C. germaini* Putzeys, *C. obscurus* (Brullé), *C. sulciferus* Philippi. *C. cyaneus* (Brullé), *C. pegnai* (Nègre) y *C. substriatus* (Waterhouse). Siete especies son descritas como nuevas: *C. pulchellus, C. striatipennis, C. cylindricus, C. nuriae, C. piceus, C. montanus y C. reichardti.*

ABSTRACT

Cnemalobus Guérin-Ménéville 1838, an endemic carabid beetle genus from southern South America includes twenty three species. This revision of *Cnemalobus* includes keys for chilean species recognition and a systematic study of these species: *C. convexus* Germain, *C. araucanus* Germain, *C. germaini* Putzeys, *C. obscurus* (Brullé), *C. sulciferus* Philippi, *C. cyaneus* (Brullé), *C. pegnai* (Nègre), and *C. substriatus* (Waterhouse). Seven species are describe as new: *C. pulchellus, C. striatipennis, C. cylindricus, C. nuriae, C. piceus, C. montanus, and C. reichardti.*

INTRODUCCION

Cnemalobus Guérin-Ménéville 1838 (Carabidae: Cnemalobini) es un género endémico de América del Sur austral. Recientes aportes (Roig-Juñent, en prensa a) lo consideran como un grupo monofilético, con estrechas relaciones con la tribu holártica Zabrini (Harpalinae). *Cnemalobus* posee veintitres especies, catorce son endémicas de Chile, dos en común entre Chile y Argentina, seis endémicas de Argentina y una común a Argentina y Uruguay.

Su distribución abarca en Chile desde el Norte Chico (región de Coquimbo) hasta los bosques secos de *Nothofagus* en la región de la araucanía. La mayor cantidad de especies se encuentra presente en las regiones montañosas de las provincias centrales. Una sola especie, *C. curtisii* (Waterhouse 1841), ha sido encontrada en la estepa patagónica en la provincia de Aysén.

Este trabajo constituye el tercer aporte para la revisión del género *Cnemalobus* (Roig-Juñent, en prensa a, b) y comprende el estudio sistemático de las especies endémicas de Chile, razón por la cual no se redescriben *C. curtisii* ni *C. araucanus* Germain 1901 aún cuando dichas especies se incluyen en la clave.

MATERIAL Y METODOS

El material examinado procede de las colecciones depositadas en las siguientes instituciones: BMNH: British Museum (Natural History) (Gran Bretaña) (Stuart Hine); CLP: Colección Luis Peña(Chile); FIML: Fundación

[1]Instituto Argentino de Investigaciones de las Zonas Aridas, CC 507, 5500 Mendoza-Argentina.

(Recibido: 6 de enero de 1993. Aceptado: 22 de abril de 1993.)

e Instituto Miguel Lillo (Argentina) (Abraham Willink); IADIZA: Instituto Argentino de Investigaciones de las Zonas Aridas (Argentina); INCO: Departamento de Zoología del Instituto Central de Biología de la Universidad de Concepción (Chile) (Tomás Cekalovic); IPCN: Instituto Patagónico de Ciencias Naturales (Argentina) (Mario Gentili); MACN: Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia (Argentina) (Axel Bachmann); MHNS: Museo Nacional de Historia Natural de Santiago (Chile) (Mario Elgueta); MLP: Museo de La Plata (Argentina) (Ricardo Ronderos).

Métodos de disección. Estos son los mismos utilizados por Roig-J. (1992).

Medidas. El largo del cuerpo se tomó desde la base del labro hasta el ápice del élitro. La relación largo versus ancho del pronoto (l/a) se tomó con el largo en la línea media y el ancho máximo del pronoto. El largo del élitro se midió desde el ápice del escudete hasta el ápice del élitro y el ancho desde el borde externo del élitro hasta la línea media.

Ilustraciones. Se realizaron con cámara clara adaptada a un microscopio estereoscópico. Las escalas de las figuras representan 1 mm.

Terminología usada. Para el edéago se siguió la terminología propuesta por Jeannel (1955) y para el genital femenino la sugerida por Britton (1970).

Cuando la cantidad de setas del lado izquierdo y derecho del ejemplar presenten diferencias se citan las dos cifras separadas por una coma.

RESULTADOS

CNEMALOBUS Guérin-Ménéville, 1838.

Historia taxonómica

Guérin-Ménéville (1838) consideró que las especies chilenas de *Cnemacanthus* Gray 1832 debían agruparse en una sección nueva que denominó *Cnemalobus*. Waterhouse (1841) las agrupó en el género *Odontoscelis* Curtis 1839. Sin embargo el nombre *Odontoscelis* estaba preocupado y por ello se propusieron como nombres de reemplazo a *Scaritidea* Waterhouse 1842 y a *Scelodontis* Curtis 1845.

Estos problemas han llevado a numerosas confusiones nomenclatoriales. Un tratamiento más completo puede verse en el primer aporte (Roig-J, en prensa a).

Consideraciones sistemáticas

Cnemalobus es un conjunto monofilético de especies (Roig-Juñent, en prensa a) y la estructura del edéago (lóbulo medio acodado, bulbo basal ancho; parámeros desiguales), del tergito 8 de la hembra (presencia de epitergitos) y de la morfología externa (cavidades coxales anteriores uniperforadas, pubescencia antenal desde el cuarto segmento y seta pronotal posterior presente) indican su afinidad con la Supertribu Pterostichitae.

Dentro de Pterostichitae, *Cnemalobus*, conforma una tribu monogenérica (Cnemalobini) debido a los estados de caracteres: gran cantidad de setas supraorbitales; serie lateral numerosa y presencia de una serie suplementaria de setas elitrales.

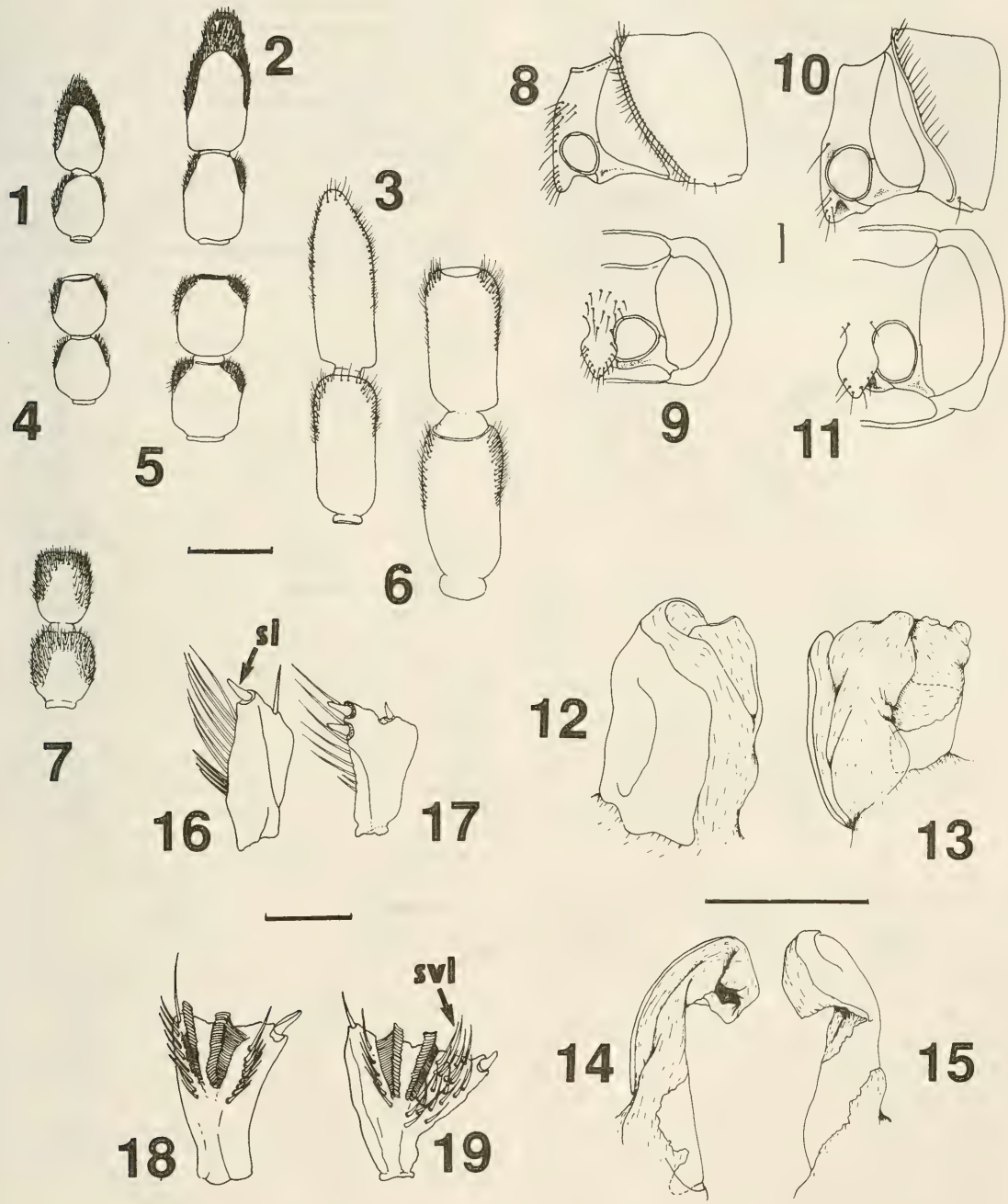
Como diagnosis de la tribu podemos mencionar: Cabeza con 1-5 setas superciliares, mandíbulas sin seta en el escrobo; diente del mentón indiviso; cavidades precoxales uniperforadas y cerradas posteriormente; cavidades mesocoxales conjuntas: pretarso con dos pares de escuamo setas; serie umbilicada con numerosas setas, con una serie de setas suplementarias. En la estructura genital masculina encontramos: parámero derecho conchoide, sin setas; espermateca tubular, sésil, con un receptáculo basal.

CLAVE PARA LA IDENTIFICACIÓN DE LAS ESPECIES DEL GÉNERO *CNEMALOBUS* PRESENTES EN CHILE

1. Antenitos muy pubescentes (Fig. 7); estría 8 en el hombro humeral forma un doblez que llega hasta la base de la estría 5 2

1' Antenitos pubescentes sólo en las regiones laterales (Figs. 4-6); estría 8 en el hombro humeral sin doblez 3

2- Estrías de los élitros marcadas (Fig. 37); superficie dorsal del élitro plana; octava estría poco separada de la serie lateral de setas en el tercio apical . . . . . *C. reichardti* sp. nov.



Figuras 1-19: Figuras 1-3 antenitos 10 y 11 de: 1, *Cnemalobus striatus*; 2, *C. pulchellus*: 3, *C. desmarestii*; figs. 4-7 antenitos 4 y 5 de; 4, *C. striatus*; 5, *C. pulchellus*; 6, *C. desmarestii*; 7, *C. cylindricus*; figs. 8-11 protórax de 8-9, *C. pegnai* en vista lateral y ventral; 10-11, *C. piceus* en vista lateral y ventral; figs. 12-15 pieza copulatriz; figs. 12-13 de tipo cilíndrica (*C. convexus*); 14-15 de tipo espatulado (*C. piceus*); figs. 16-19, protarsitos 1 del macho de: 16, *C. striatus* en vista lateral (sl, seta lateral); 17, idém *C. convexus*; 18, en vista ventral de *C. striatus*; 19, idém *C. pulchellus*. (svl, seta ventrolateral).

2' Estrías apenas marcadas (Fig. 38); superficie dorsal del élitro convexa; octava estría muy separada de la serie lateral de setas en el tercio apical. . . . . *C. cylindricus* sp. nov.

3 Octava estría paralela a la serie lateral de setas, muy próxima a ella. 4

3' Octava estría no paralela a la serie lateral de setas separada de ella. 6

4 Antenitos 4-10 muy alargados (como en Figs. 3,6); una sola seta superciliar; margen del pronoto muy ancho en todo su largo. . . . . *C. curtisii* (Waterhouse 1841)

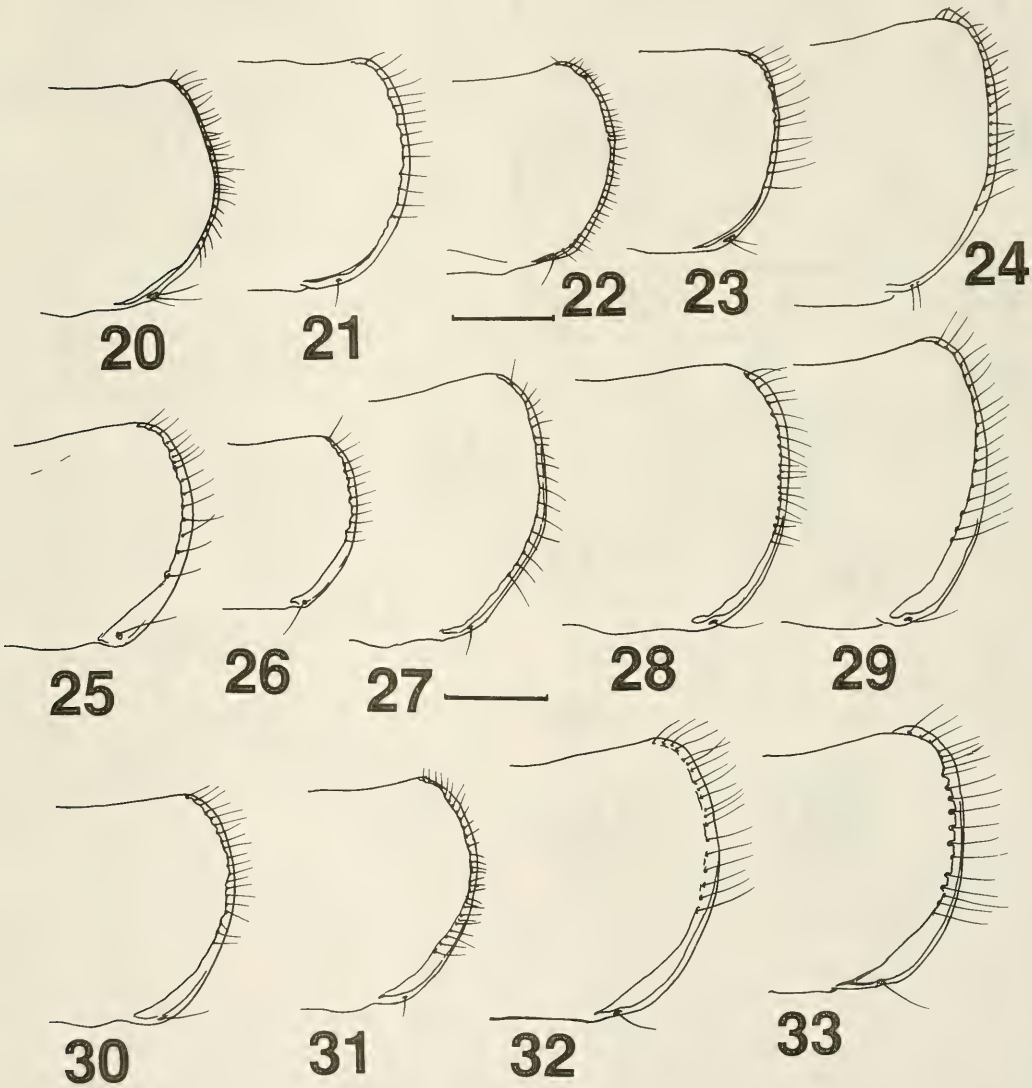
4' Antenitos 4-10 redondeados (Figs. 1, 4) o subrectangulares (Figs. 2, 5), no más de dos veces más largos que anchos: dos o más setas superciliares. 5

5 Setas pronotales ocupan toda la longitud del pronoto; con un conjunto desordenado de setas en la base del élitro. . . . . *C.araucanus* Germain 1901

5' Setas pronotales a lo sumo ocupando los dos tercios anteriores; base del élitro sin conjunto desordenado de setas. . . . . *C. pulchellus* sp. nov.

6- Apófisis prosternal larga, con su borde posterior cóncavo (Figs. 8, 9); prosterno con gran cantidad de setas que ocupan los dos tercios posteriores; protarsito 1 del macho con una hilera de setas ventrolaterales (como en Fig. 18). 7

6' Apófisis prosternal corta, si alargada como en figuras 10 y 11, con su borde posterior recto; prosterno con pocas setas, generalmente desde el comienzo de la



Figuras 20-33: Protórax de: 20, *Cnemalobus convexus*; 21, *C. nuria*; 22, *C. pegnai*; 23, *C. reichardti*; 24, *C. cylindricus*, 25, *C. cyaneus*, 26, *C. substriatus*; 27, *C. obscurus*; 28, *C. germaini*; 29, *striatipennis*; 30, *C. montanus*; 31, *C. piceus*; 32, *C. pulchellus*; 33, *C. sulciferus*.

cavidad coxal; protarsito 1 del macho con un grupo desordenado de setas ventrolaterales (como en Fig. 19) 9

7- Coloración verde esmeralda, estrías de los élitros muy marcadas (Fig. 36); estría 8 paralela a la lateral a partir de la mitad del élitro hasta próximo al ápice; serie lateral con gran cantidad de setas (63); protarsito 1 del macho con una seta lateral (como en Fig. 16) . . . . . *C. pegnai* (Négre 1973) nov. comb.

7' Coloración negra o azul Prusia; élitros sin estrías; estría 8 subparalela o no paralela a la lateral; serie lateral con pocas setas (13-33); protarsito 1 del macho con dos setas laterales (como en Fig. 17). 8

8 Coloración dorsal azul Prusia; epipleura del pronoto ancha, no angostada en el medio; pronoto con 14-21 setas anteriores y una seta en la foseta posterior. . . . . *C. nuria* sp. nov.

8' Coloración negra; epipleura del pronoto delgada, angostada en el medio; pronoto con 23-38 setas y dos o tres en la foseta posterior. . . . . *C. convexus* Germain 1901

9 Estría 8 muy profunda; interestría 9 convexa y ancha apicalmente; estría 7 con setas basales, sin apicales. 10

9' Estría 8 poco profunda o no marcada; interestría 9 poco convexa y ancha; estría 7 con setas basales y apicales. 12

10 Región posterior del margen pronotal apenas más ancho que la región central (Fig. 33); epipleura protorácica más ancha apicalmente que al centro; élitros aplanados dorsalmente; saco interno con región media muy ensanchada; lóbulos basales ausentes; lóbulo apical de base estrecha y ápice redondeado. . . . . *C. sulciferus* Philippi 1864

10' Región posterior del margen pronotal más ancho que la región central (Figs. 28, 29); epipleura protorácica tan ancha como la región central; élitros convexos dorsalmente; parte media del saco interno no más ancha que el resto; lóbulo basal (1) presente; base del lóbulo apical de igual ancho que el resto; ápice recto 11

11 Con estrías elitrales (Fig. 64); ángulo posterior del pronoto recto y ensanchado (Fig. 29); tibia anterior poco ensanchada en el medio. . . . . *C. striatipennis* sp. nov.

11' Sin estrías elitrales (Fig. 62); ángulo posterior del pronoto circular, no ensanchado (Fig. 28); tibia anterior muy ensanchada en el medio. . . . . *C. germaini* Putzeys 1868

12 Margen del pronoto angosto, no ensanchado posteriormente (Fig. 27); pronoto acorazonado, estrechado posteriormente; epipleura protorácica angosta, región media más angosta que la anterior. . . . . *C. obscurus* (Brullé 1934)

12' Margen del pronoto ensanchado posteriormente (Figs. 25, 26, 30, 31); pronoto no tan estrechado posteriormente; epipleura protorácica ancha, no angostada centralmente. 13

13 Antenitos 4-10 subredondeados (como en Figs. 1, 4); contorno del pronoto subcircular, con su parte más ancha centralmente; superficie dorsal del pronoto y élitro convexa; cuerpo globoso. 14

13' Antenitos 4-10 subrectangulares (Figs. 2, 5); contorno del pronoto angosto atrás, con su parte central subparalela; superficie dorsal del pronoto y élitro plana; cuerpo esbelto 15

14 Surco basal del último esternito abdominal escotado en el medio; estrías apenas marcadas; lóbulo apical ancho, levemente curvado. . . . . *C. cyaneus* (Brullé 1834)

14' Surco basal del último esternito abdominal recto; estrías no marcadas; lóbulo apical largo, delgado y recto. . . . . C. substriatus (Waterhouse 1841)

15 Apófisis prosternal larga (Figs. 10, 11); lóbulo apical del saco interno en "S" (Figs. 83, 84) . . . . . *C. piceus* sp. nov.

15' Apófisis prosternal corta; lóbulo apical redondeado o recto. . . . . *C. montanus* sp. nov.

CNEMALOBUS CONVEXUS Germain 1901

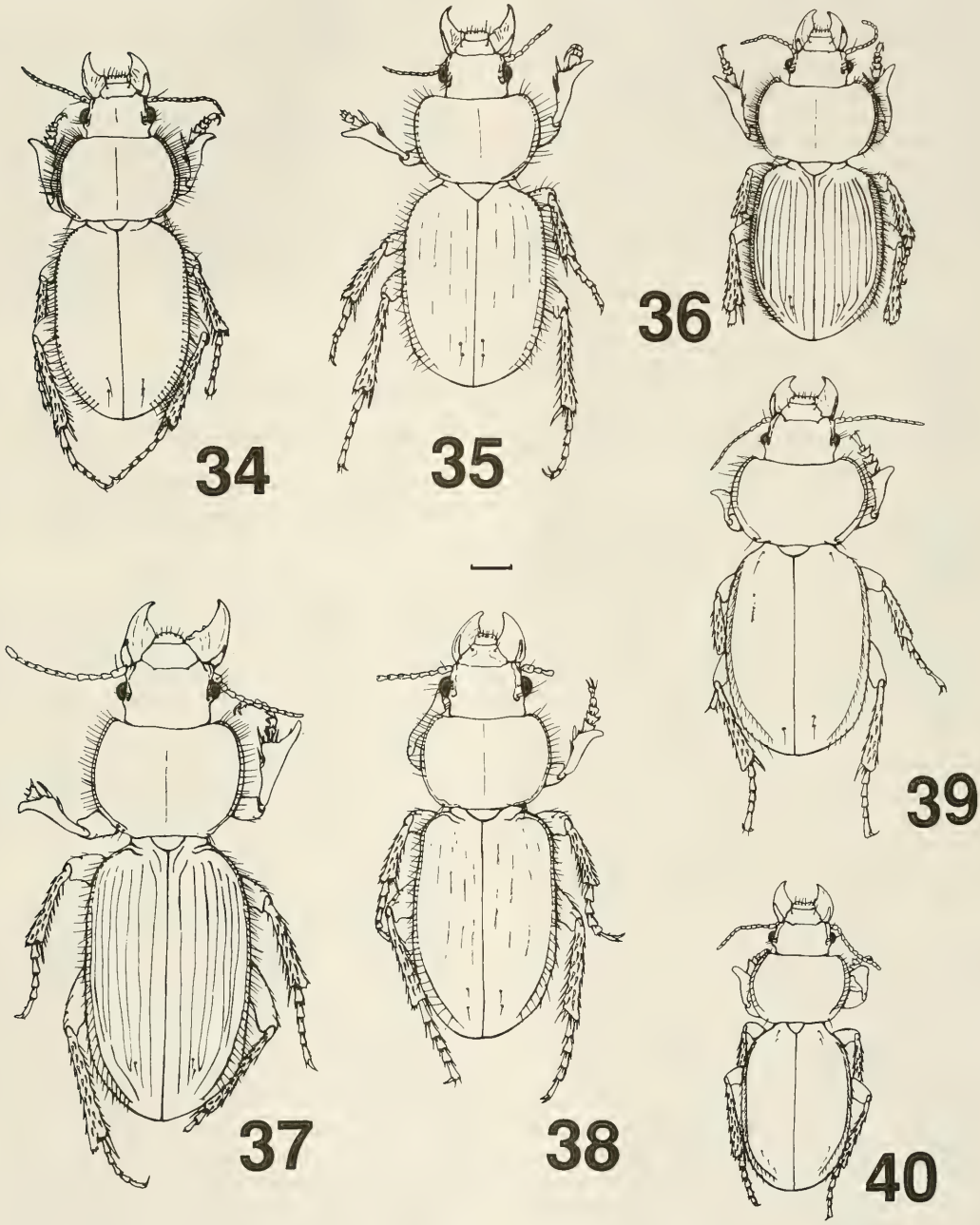
(Figs. 12, 13, 17, 20, 34, 41, 42, 55, 60)

Cnemalobus convexus Germain, 1901: 190; 1911: 53; Csiki, 1928: 15; Blackwelder, 1944: 28.

Observaciones. En la serie de sintipos del Museo de Historia Natural de Santiago de Chile se encontró un ejemplar hembra que es considerado en este trabajo como perteneciente a otra especie.

Debido a la existencia, en la serie de sintipos, de ejemplares de distintas especies se consideró necesario la designación de lectotipos.

Redescripción. Lectotipo macho (Fig. 34); largo: 18,24 mm. Coloración totalmente negra. Glosa con dos setas lateroapicales; borde anterior recto, ángulos anteriores sobresalientes; mentón sin setas; diente largo, poco más corto que los epilobos. Antenas con antenitos aplanados, de contorno subredondeado, con setas sólo lateroapicales. Ojos poco globosos, acuminados; borde anterior recto, posterior levemente curvado, oblicuo; base del ojo angosta. Pronoto (Fig. 20) transversal (l/a = 0,67); superficie dorsal convexa; borde posterior recto; epipleura angosta centralmente; márgenes angostos, no ensanchados hacia atrás, con 29, 31 setas próximas entre sí y distribuidas en los tres cuartos anteriores del margen; 2, 3 setas en la foseta posterior; ángulos posteriores redondeados. Prosterno con gran cantidad de setas, que ocupan casi los dos



Figuras 34-40: Machos de: 34, *Cnemalobus convexus*; 35, *C. nuria*; 36, *C. pegnai*; 37, *C. reichardti*; 38, *C. cylindricus*; 39, *C. cyaneus*; 40, *C. substriatus*.

tercios posteriores; apófisis prosternal larga (como en Figs. 8, 9). Elitros convexos de bordes subparalelos (l/a = 3,08), lisos; canaleta poco profunda; interestría 3 con dos setas apicales; estría 7 sin setas; estría 8 con 36, 39 setas, no paralela a la serie lateral y poco distanciada de ésta; interestría 9 plana, no ensanchada en el tercio apical; serie lateral con 18, 20 setas. Protibia poco ensanchada en su parte media; espolón tibial alcanzando el protarsito 2; protarsitos muy expandidos en el ápice externo, 1 casi tan ancho como largo, con dos setas laterales (Fig. 17) y una hilera de setas ventrolaterales (como en Fig. 18); 2 y 3 doble de ancho que largo, con una seta dorsolateral. Genital (Figs. 41, 42) con lóbulo medio delgado, de ápice alargado; lígula derecha ancha y corta, no adelgazada en el ápice; saco interno no ensanchado, pequeño, sin lóbulos basales y con lóbulo apical delgado y más corto que la pieza copulatriz; pieza copulatriz cilíndrica, grande (Figs. 12, 13).

Paralectotipo hembra. Largo: 17,48 mm. Pronoto l/a 0,70; élitros l/a = 3,09. Setas: pronoto con 24, 29 laterales y dos posteriores; interestria 3 con una, dos apicales; estría 8 con 33, 34; serie lateral con 22, 24. Espolón tibial largo y ancho alcanzando el protarsito 4; protarsitos poco ensanchados lateralmente, 2 y 3 con una seta ventrolateral. Genital (Fig. 55) con espermateca larga y curva; bursa de la espermateca corta (largo menor a dos veces el ancho); distancia entre bursa y ducto común larga; ducto común largo, con ampolla; glándula espermatecal piriforme y alargada; estilos largos y curvados, con ápice de punta roma.

Variación intraespecífica. Largo: 12,60-18,24 mm. Pronoto l/a = 0,55-0,70; élitros l/a = 3,00-3,37. Setas: mentón con o sin ellas; pronoto con 23-38 laterales y 2-3 posteriores; interestría 3 con 1-2 apicales; estría 8 con 31-40; serie lateral con 18-33.

Distribución. Los ejemplares capturados fueron hallados en la regiones chilenas de Coquimbo y Valparaiso (Fig. 60).

Material examinado. Lectotipo ♂ Coquimbo, col. P.Germain (MHNS, nro. 2704).

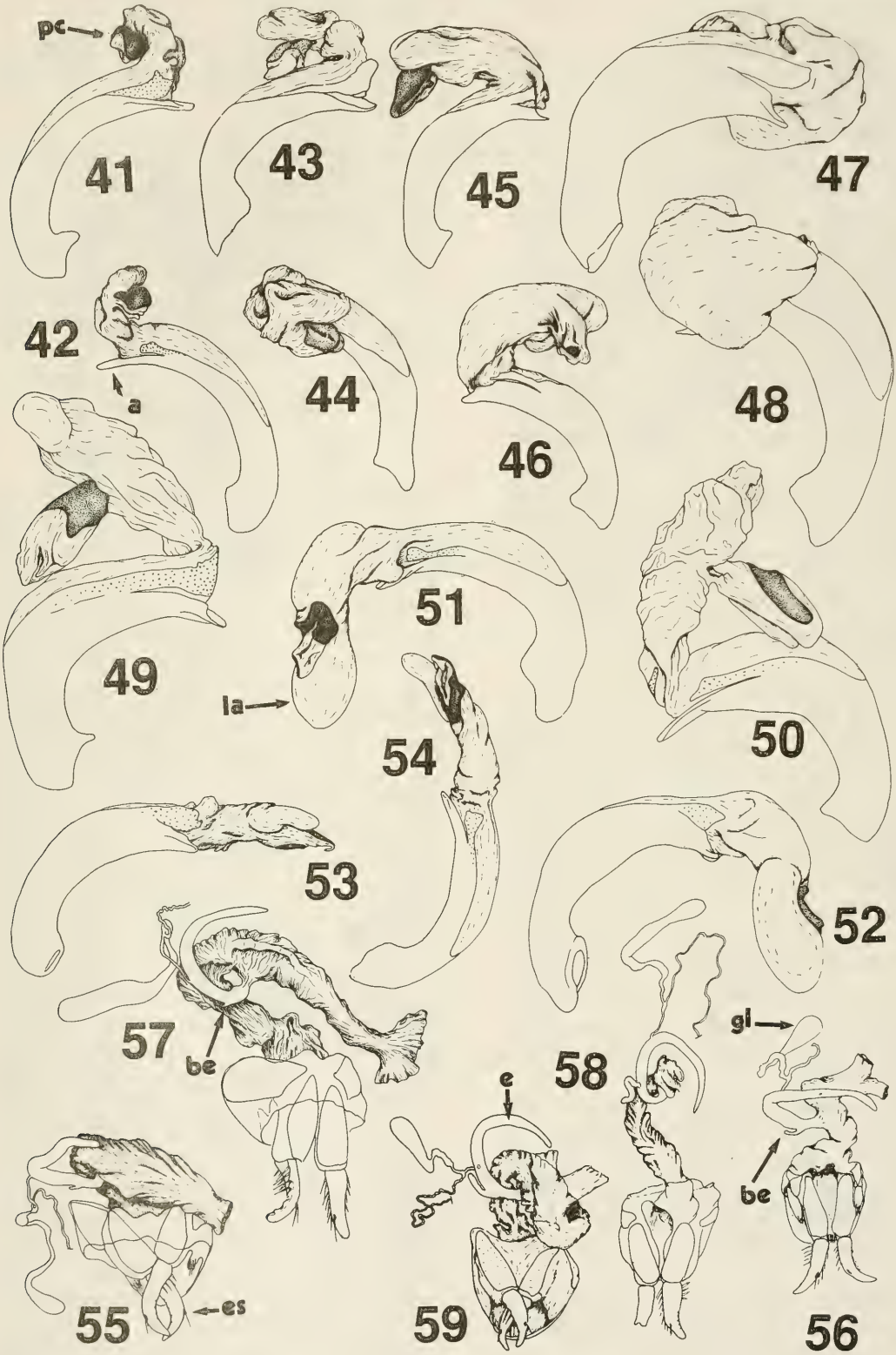
Paralectotipos 4♂♂ 3♀♀, Chile, Coquimbo (MHNS, nros. 2700, 2701, 2702, 2703, 2705, 2707, 2708).

CHILE. COQUIMBO: 1♀ Fray Jorge 28-XI-1980, col. Moyano (INCO); 1♀ 13-18-1947, col. L. Peña (MHNS); 1♂ Pachingo, 10-XI-1947, col. L. Peña (MLP); 1♂ Talinay 13-9-1984, col. Romero (INCO); 1♂ 24-VI-1986, col. Ortiz (INCO). VALPARAISO: 1♀ Lo Aguila (MHNS). SIN LOCALIDAD PRECISA: 1♂ col. C. Farga (MHNS).

CNEMALOBUS NURIA sp. nov.

(Figs. 21, 35, 43, 44, 56, 60)

Descripción. Holotipo macho (Fig. 35), largo: 13,41 mm. Coloración dorsal azul metálica, ventralmente con reflejos verdes. Glosa con dos setas lateroapicales; borde anterior levemente cóncavo, ángulos anteriores muy marcados; mentón sin setas, con diente largo, poco más corto que los epilobos. Antenas con antenitos aplanados de contorno subredondeado, con setas sólo lateraloapicales. Ojos subredondeados, más globosos que en *C. convexus*; borde posterior curvo y oblicuo, borde anterior subcircular, con región basal más angosta centralmente. Pronoto (Fig. 21) transversal (l/a = 0,64); superficie dorsal convexa; ángulo anterior aplanado, más pronunciado que en *C. convexus;* borde posterior recto; epipleura ancha, no angostada en el medio; márgenes angostos, no ensanchados hacia atrás, con 14, 15 setas separadas entre sí, ocupan los 3/4 anteriores del pronoto; foseta posterior con una seta; ángulos redondeados. Prosterno con gran cantidad de setas distribuidas en los dos tercios posteriores; apófisis prosternal larga, como en *C. convexus*. Elitros convexos, de bordes paralelos (l/a = 2,94; con estrías apenas marcadas; canaleta apenas perceptible; interestría 3 con dos setas apicales; estría 7 sin setas; estría 8 con 30, 31 setas, no paralela a la lateral y poco separada de ésta; interestría 9 plana, poco ensanchada en el tercio apical; serie lateral con 13 setas muy separadas entre sí en la región central y apical. Protibia con borde externo apenas sinuoso y ensanchado; espolón tibial alcanzando la mitad del protarsito 2; protarsitos muy expandi-



Figuras 41-59: Figuras 41-54, lóbulos medios (a = ápice; la = lóbulo apical; pc = pieza copulatriz) de: 41-42, *Cnemalobus convexus*; 45-46, *C. nuria*; 45-46, *C. pegnai*; 47-48, *C. reichardti*; 49-50, *C. cylindricus*, 51-52, *C. cyaneus*, 53-54, *C. substriatus*; figs. 55-59, genitales femeninos (be = bursa de la espermateca; e = espermateca; es = estilo; gl = glándula espermatecal) de: 55, *C. convexus*; 56, *C. nuria*; 57, *C. cylindricus*, 58, *C. cyaneus*, 59, *C. substriatus*.

dos externamente, 1 casi tan ancho como largo, con dos setas laterales (como en Fig. 17), y una hilera de setas ventrolaterales (como en Fig. 18); 2 y 3 dos veces más anchos que largos, con una seta dorsolateral. Genital (Figs. 43, 44) con lóbulo medio delgado, de ápice corto; lígula derecha ancha, larga; saco interno la mitad de largo que la longitud del lóbulo medio no ensanchado; sin lóbulos basales y con lóbulo apical recto, más corto que la pieza copulatríz; pieza copulatriz cilíndrica, grande.

Alotipo. Largo: 14,62 mm. Pronoto l/a = 0,66; élitros l/a = 2,89. Setas: mentón con dos; pronoto con 18, 21; estría 8 con 25, 27; serie lateral con 13, 19. Espolón tibial largo, alcanzando la base del protarsito 4; protarsitos 2-3 con una seta ventrolateral. Genital (Fig. 56) con espermateca corta y curva; bursa de la espermateca corta (largo menor a dos veces el ancho), distancia entre bursa y ducto común larga; ducto común largo, sin ampolla; glándula espermatecal ovalada y alargada; estilos largos y curvos, de ápice ancho.

Variación intraespecífica. Largo: 13,41-17,48 mm. Pronoto l/a = 0,64-0,72; élitro l/a = 2,60-3,00. Setas: mentón con o sin; pronoto con 14-21; interestría 3 con 1-3 tres apicales; estría 8 con 25-33; serie lateral con 13-19.

Notas comparativas. Esta especie comparte con *C. convexus* el poseer la apófisis prosternal alargada, diferenciándose por la coloración dorsal y menor cantidad de setas en pronoto y serie lateral del élitro.

Distribución. Los ejemplares capturados fueron hallados en la región chilena de Coquimbo (Fig. 60), en la zona seca del distrito Coquimbano de la provincia biogeográfica del Desierto (Cabrera y Willink, 1980).

Etimología. La palabra nuria, de origen árabe, significa "azul" coloración que posee la especie en su faz dorsal.

Material examinado. Holotipo ♂, Chile Tongoy Guanaqueros, 27-IX-1952 (MHNS). **Alotípo** ♀ , mismos datos que el holotipo. **Paratipos. CHILE.** COQUIMBO: 2♂♂ 3♀♀ Guanaqueros, 27-IX-1952 (MHNS, MLP); 2♂♂ 3♀♀ 28-IX-1952 (MHNS, MACN, MLP, IADIZA); 1♀ Tongoy, 3-XI-1975, col. Arriagada (MHNS).

CNEMALOBUS PEGNAI

(Négre 1973) nov. comb.

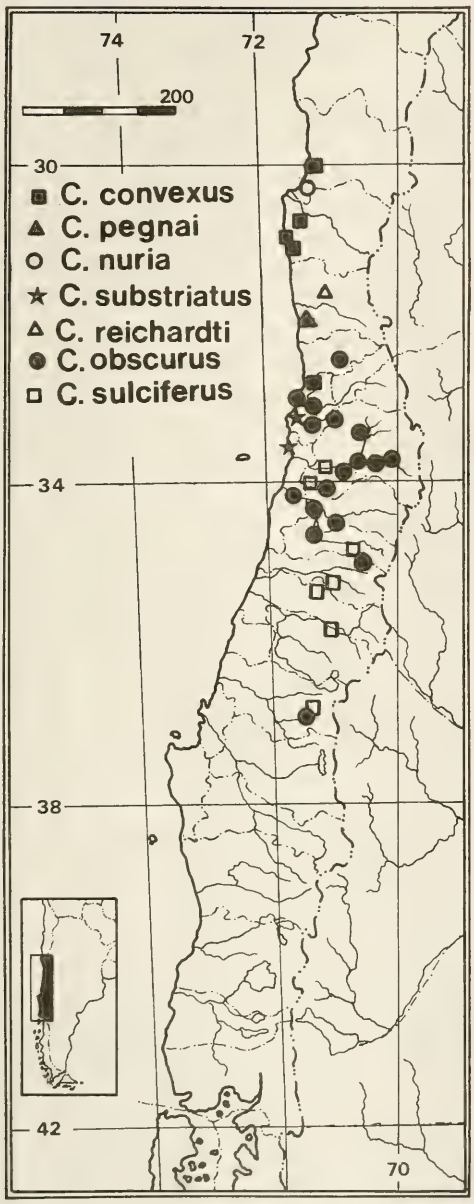
(Figs. 8, 9, 22, 36, 45, 46)

Cnemacanthus pegnai Négre, 1973: 231.

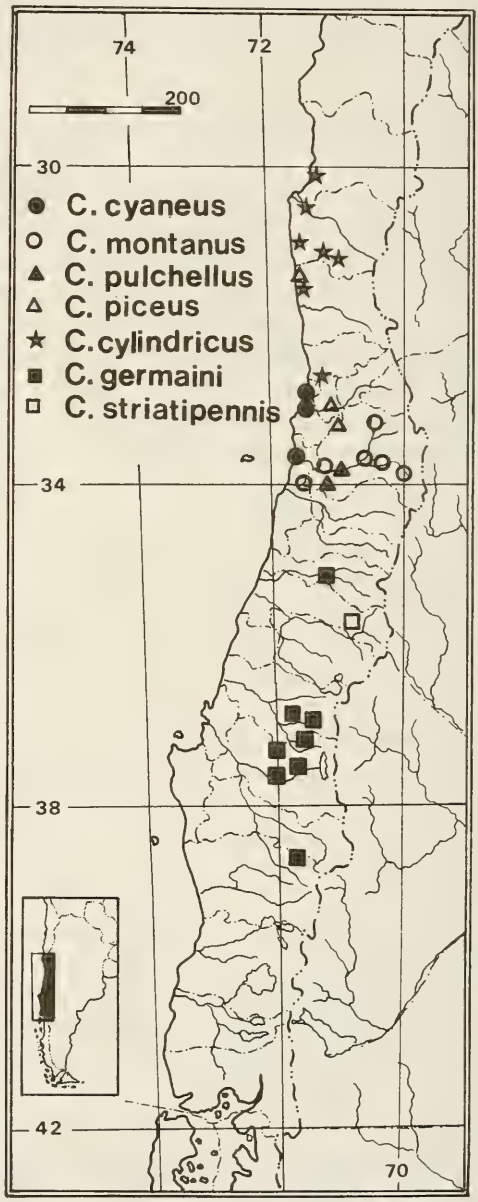
Redescripción. Macho (Fig. 36), largo: 19,79 mm. Coloración de cabeza, protórax y base del cuerpo negra, con reflejos azules; élitros verde esmeralda: patas castaño oscuras. Glosa sin setas, con borde anterior recto; mentón con dos setas, con diente cortos llegando hasta la mitad de los epilobos. Antenas con antenitos aplanados y de contorno subredondeado, con setas sólo lateroapicales. Ojos poco globosos, borde anterior y posterior oblicuos; angostados en la base. Pronoto (Fig. 22) transversal (l/a = 0,68); superficie dorsal muy convexa; ángulos anteriores proyectados hacia adelante, aplanados; borde posterior recto; epipleura ancha, no angostada en el medio; márgenes angostos, no ensanchados hacia atrás, con 35, 39 setas que llegan hasta el ápice; foseta posterior con una seta; ángulos posteriores redondeados. Prosterno con gran cantidad de setas (Fig. 8), como en *C. convexus*, apófisis prosternal larga (Fig. 9). Metasterno y metepímero con setas. Elitros convexos, anchos (l/a = 2,47) de bordes paralelos; estriados; canaleta no más profunda que las restantes estrías; interestría 3 con una, dos setas apicales: estría 7 sin setas; estría 8 subparalela a la lateral en la región central del élitro, con 42 setas; interestría 9 levemente convexa, no ensanchada en el ápice, pero muy ancha desde el tercio anterior; serie lateral con 63 setas, que dan la apariencia de ser dos series. Protibia con borde externo sinuoso; espolón tibial ancho, alcanzando la base del protarsito 3; protarsitos expandidos en el ápice externo, 1 más largo que ancho, con una seta lateral (como en Fig. 16) y una hilera de setas ventrolaterales (como en Fig. 18); 2 y 3 menos del doble de ancho que largo, con una seta dorsolateral. Genital (Figs. 45, 46) con lóbulo

medio delgado, levemente ensanchado en el tercio apical, de ápice corto; lígula derecha ancha y corta; saco interno tan largo como la mitad de la longitud del lóbulo medio y más ancho que éste en la región media, formando una bolsa voluminosa; lóbulos basales ausentes; lóbulo apical más corto que la pieza copulatriz, ancho y recto, pieza copulatriz cilíndrica, grande.

Notas comparativas. *C. pegnai* comparte con *C. convexus* y *C. nuria* la conformación del edeago, pubescencia antenal y prosternal que los distinguen del resto de las especies del género. Se diferencia de éstas dos especies por la estriación elitral, coloración dorsal, presencia de setas en el metaepímero y ancho del élitro y protórax.



60



61

Figuras 60-61: Distribución de: Fig. 60: *Cnemalobus convexus*, *C. pegnai*, *C. nuria*, *C. substriatus*, C. reichardti, *C. obscurus* y *C. sulciferus*; Fig. 61: *C. cyaneus*, *C. montanus*, *C. pulchellus*, *C. piceus*, *C. cylindricus*, *C. germaini* y *C. striatipennis*.

Distribución. Esta especie ha sido encontrada en la región chilena de Coquimbo (Fig. 60), en lugares arenosos (Négre, 1973) de la provincia biogeográfica del Desierto (Cabrera y Willink, 1980).

Material examinado. CHILE. COQUIMBO: 1♂ Bosque Ñague, I-XI-1976, col. D. Jackson S. (MHNS).

CNEMALOBUS REICHARDTI sp. nov.

(Figs. 23, 37, 47, 48, 60)

Cnemalobus striatus Putzeys, 1868: 369 (*non* Waterhouse, 1841); Germain, 1901: 183; Germain, 1911: 53.
Odontoscelis striatus: Philippi, 1887: 21.

Observaciones. Esta especie fue identificada por Putzeys (1868) como *Cnemalobus striatus*, haciendo notar que presentaba diferencias con la especie descrita por Waterhouse.

Descripción. Macho (Fig. 37). largo: 22,16 mm. Coloración negra. Glosa con dos setas lateroapicales, borde anterior levemente cóncavo, ángulos anteriores marcados; mentón con dos setas, diente largo, apenas más corto que los epilobos. Antenas con antenitos aplanados de contorno subredondeado; setas largas ubicadas en toda la extensión de los bordes laterales y la región apical (como en Fig. 7). Ojos globosos de base angosta, con borde anterior curvo y posterior oblicuo. Pronoto (Fig. 23) transversal (l/a 0,76); superficie dorsal poco convexa; borde posterior recto; epipleura angosta centralmente; márgenes subparalelos hasta el tercio posterior, angostos y no ensanchados hacia atrás; 22, 24 setas que ocupan toda la longitud del margen; foseta posterior con dos setas; ángulos posteriores redondeados. Prosterno con pocas setas distribuidas en la mitad posterior de la apófisis prosternal; apófisis prosternal corta. Elitros con superficie dorsal plana, de bordes subparalelos, ensanchados hacia atrás en los dos tercios posteriores (l/a = 3,24); estriados; canaleta marcada; interestría 3 con una, dos setas apicales; estría 7 sin setas; estría 8 con 38, 39 setas, no paralela a la lateral separándose progresivamente hacia el ápice; estría 9 basalmente recurvada y unida a la 5, formando un pequeño "callo humeral"; interestría 9 levemente convexa, ensanchada progresivamente hacia el ápice; serie lateral con 17, 20 setas. Protibia anterior con margen externo poco sinuoso, no engrosado en el medio; espolón tibial ancho alcanzando la base del protarsito 3; protarsitos muy expandidos en el ápice externo, 1 tan ancho como largo, con dos setas laterales (como en Fig. 17) y un grupo desordenado de setas ventrolaterales (como en Fig. 19); 2 y 3 del doble de ancho que largo; protarsitos 2 y 3 con una seta dorsolateral. Genital (Figs. 47-48) con lóbulo medio muy ancho, de ápice largo y ancho; lígula derecha ancha, corta; saco interno tan largo como la mitad de la longitud del lóbulo medio, más ancho que éste; lóbulos basales ausentes; lóbulo apical corto y redondeado, cuya base es mayor que el largo y no se encuentra claramente separada de la parte media del saco interno; pieza copulatriz cilíndrica, grande.

Variación intraespecífica. Largo: 19,44-22,16 mm. Pronoto l/a = 0,56-0,74; élitro l/a= 2,98-3,50. Setas: pronoto con 19-24; interestría 3 con 1-2 apicales o sin ellas; estría 6 con 29-39; serie lateral con 15-20.

Notas comparativas. Esta especie se asemeja mucho por el edeago a las especies descritas anteriormente y se diferencia de éstas por la pilosidad de las antenas, la presencia de un grupo desordenado de setas en el protarsito 1 del macho, presencia de "callo humeral" en la estría 8 y por el ancho del lóbulo medio.

Distribución. Los ejemplares estudiados no poseen más referencia de localidad que Chile. Sin embargo Putzeys (1868) y Germain (1901) la citan para Santa Rosa, Illapel y Choapa, en la región del Norte Chico (Fig. 60).

Etimología. El nombre de esta especie está dedicado a Hans Reichardt por sus aportes al conocimiento de los Carabidae neotropicales.

Material examinado. Holotipo: 1♂ CHILE (MHNS); **Paratipo:** ♂ mismos datos que el holotipo.

CNEMALOBUS CYLINDRICUS sp. nov.

(Figs. 7, 24, 38, 49, 50, 57, 61)

Descripción. Holotipo macho (Fig. 38), largo: 18,54 mm. Coloración negra. Glosa con dos setas lateroapicales, borde anterior cóncavo; mentón sin setas, con diente un poco más corto que los epilobos. Antena con antenitos aplanados de contorno subredondeado, con setas ubicadas lateral y dorsalmente como en *C. reichardti* (Fig. 7). Ojos muy globosos y salientes, de base estrecha; borde anterior y posterior subcirculares. Pronoto (Fig. 24) transversal (l/a = 0,70); superficie dorsal convexa; borde posterior recto; epipleura angostada centralmente; márgenes angostos, no ensanchados hacia atrás, con 13, 15 setas que sobrepasan la mitad del protórax; foseta posterior con dos setas; ángulos posteriores poco marcados. Prosterno con pocas setas agrupadas principalmente en la parte posterior, y seis o siete en la región central; apófisis prosternal corta. Elitros convexos, de bordes paralelos (l/a = 3,23); estrías apenas insinuadas; canaleta levemente marcada en el tercio apical; interestría 3 con dos setas apicales; estría 7 sin setas; estría 8 no paralela a lateral, con 35, 36 setas; en su base la estría 8 se recurva llega hasta la quinta formando un pequeño callo humeral"; interestría 9 levemente convexa, ancha en el ápice; serie lateral con 12, 15 setas muy separadas entre si. Protibia no ensanchada centralmente; espolón tibial no sobrepasa la mitad del protarsito 2; protarsitos expandidos externamente, 1 menos ancho que largo, con dos setas laterales (como en Fig. 17) y un grupo desordenado de setas ventrolaterales (como en Fig. 19); 2 y 3 una vez y media más anchos que largos, con una seta dorsolateral. Genital (Figs. 49, 50) con lóbulo medio ancho y arqueado, de ápice largo y ancho; lígula derecha ancha, angostada abruptamente en su parte apical; saco interno dos tercios del largo del lóbulo medio, ensanchado en la parte media y apical; lóbulos basales ausentes; lóbulo apical ancho y recto; pieza copulatriz cilíndrica, grande.

Alotipo: Largo: 15,67 mm. Pronoto l/a = 0,68; élitros l/a = 2,81. Setas: mentón con un par; protórax con 10, 11; foseta posterior con una; interestría 3 con dos apicales: estría 8 con 26, 38; serie lateral con 9, 19. Espolón tibial alcanzando la mitad del protarsito 3; protarsitos poco expandidos, 2 y 3 con una seta ventrolateral. Genital (Fig. 57) con espermateca corta y curva; bursa de la espermateca corta (largo menor a dos veces el ancho); distancia entre bursa y ducto común larga; ducto común largo, con ampolla; glándula espermatecal alargada; estilos gruesos, poco arqueados, de ápice ancho.

Variación específica. Largo: 14,87-22,31 mm. Pronoto l/a = 0,67-0,70; élitros l/a = 2,81-3,39. Setas: pronoto con 10-21; foseta posterior con una o dos; interestría 3 con una o dos apicales; estría 8 con 25-38; serie lateral con 9-18.

Notas comparativas. Esta especie comparte sólo con *C. reichardti* la presencia de "callo humeral" y la disposición de las setas ventrolaterales del primer tarsito del macho. Se diferencia por la ausencia de estrías elitrales, convexidad del cuerpo y forma del saco interno.

Distribución. Los ejemplares capturados fueron hallados en la regiones chilenas de Coquimbo y Valparaíso (Fig. 61).

Etimología. El nombre específico de esta especie hace alusión a la forma cilíndrica del cuerpo.

Material examinado., Holotipo ♂, Chile Coquimbo, Sur de Puerto Oscuro 26-IX-1980, col. L. Peña (MHNS). **Alotipo** ♀ mismos datos que el holotipo. **Paratipos. CHILE.** COQUIMBO: 1♀ Canela, Combarbala 18-IX-1971, col. L. Peña (INCO); 2♂♂ 2♀♀ Lagunillas, 4-IX-1947, col. L. Peña (MHNS); 5♂♂ 3♀♀ Puerto Oscuro, 9-X-1977 (IADIZA, MLP); 2♂♂ 2♀♀ Norte de Puerto Oscuro, IX-1980, col. L. Peña (MLP); 6♂♂ 1♀ Sur de Puerto Oscuro, 26-IX-1980, col. L. Peña (IADIZA; MACN, MHNS); 1♂ Quilitapia, 2-XI-1970, col. J. Solervicens (INCO); 1♂ Talinay, La Serena, 13-X-1976, col. J. Solervicens (INCO); 1♀ Guanaqueros, 25-X-1992, col. S. Roig (IADIZA). VAL-

PARAISO: 1♀ Quillota, XI-1897 (MHNS). SIN DATOS DE LOCALIDAD: 2♂♂ (IADIZA).

Material no considerado tipo: 1♀ Coquimbo (**paralectotipo** de *C. convexus*, nro. 2706) (MHNS).

CNEMALOBUS CYANEUS (Brullé 1834)

(Figs. 25, 39, 51, 52, 59, 61)

Cnemacanthus cyaneus Brullé, 1834: 373.
Odontoscelis cyaneus: Waterhouse, 1841: 356; Philippi, 1887: 20.
Cnemalobus cyaneus: Philippi, 1864: 461; Putzeys, 1868: 367; Solier, 1849: 194; Germain, 1901: 186; Csiki, 1928: 15; Blackwelder, 1944: 29.
Cnemalobus abbreviatus Putzeys, 1968: 366.
Scelodontis cyanea: Gemminger y Harold, 1868: 244.
Cnemacanthus abbreviatus: Csiki, 1929: 15; Blackwelder, 1944: 28.
Cnemalobus putzeysi Csiki, 1928: 15; Blackwelder, 1944: 28.

Redescripción. Macho (Fig. 39), largo: 16,43 mm. Coloración dorsal negra con reflejos azules, ventralmente pardo oscuro. Glosa con dos setas lateroapicales, con borde anterior sinuoso y ángulos anteriores rectos: mentón sin setas, con dientes más corto que los epilobos. Antenas con antenitos aplanados de contorno subredondeado; setas sólo lateroapicales. Ojos poco globosos, con base acuminada; borde anterior y posterior rectos. Pronoto (Fig. 25) transversal (l/a = 0,60); superficie dorsal convexa; borde posterior emarginado centralmente; epipleura muy ancha, no angostada en el medio; márgenes anchos, ensanchados y aplanados en el cuarto posterior, formando un alerón; 15, 16 setas distribuidas en los tres cuartos anteriores del margen; foseta posterior con una seta; ángulos posteriores marcados. Prosterno con pocas setas, ubicadas en los márgenes de la mitad posterior de la apófisis prosternal; apófisis prosternal corta. Elitros convexos, de bordes subparalelos (l/a = 2,69); estrías apenas marcadas; interestrías levemente convexas; sin canaleta; interestría 3 con una, dos setas apicales; estría 7 con una, dos setas apicales; estría 8 no paralela a la lateral, con 34, 38 setas; interestría 9 levemente convexa, muy ensanchada en el tercio apical; serie lateral con 17, 19 setas. Protibia no engrosada centralmente; espolón tibial corto, alcanzando la base del protarsito 2; protarsitos expandidos en el ápice, 1 tan ancho como largo, con una seta lateral (como en Fig. 16) y un grupo desordenado de setas ventrolaterales (como en Fig. 19); 2 y 3 más del doble de ancho que largo, con una seta dorsolateral. Genital (Figs. 51, 52) con lóbulo medio delgado, ensanchado en el medio, de ápice corto y redondeado; lígula derecha ancha y corta, no adelgazada en el ápice; saco interno tan ancho y largo como el lóbulo medio; lóbulo basal (1) ausente, (2) grande; lóbulo apical recto y ancho, angostado en la base, más largo que la pieza copulatriz; pieza copulatriz pequeña y espatulada.

Hembra. Largo: 16,43 mm. Pronoto l/a = 0,52; élitros l/a, = 2,81. Setas: pronoto con 16, 17; estría 7 con una apical; estria 8 con 31; serie lateral con 23. Espolón tíbial largo y ancho, alcanzando el protarsito 4; protarsito 2 y 3 con dos setas ventrolaterales. Genital (Fig. 58) con espermateca larga y curva; bursa de la espermateca larga (más de cuatro veces más larga que ancha); distancia entre bursa y ducto común corta; ducto común muy corto, sin ampolla; glándula espermatecal piriforme; estilos cortos y poco curvos, de ápice romo.

Variación intraespecífica. largo: 15,67-17,79 mm. Coloración totalmente negra o con reflejos azul metálicos. Pronoto l/a = 0,58-0,62; élitros l/a = 2,72-2,78. Setas: pronoto con 15-17: interestría 3 con 1-2 apicales; estría 7 con 1-2 apicales; estría 8 con 29-38; serie lateral con 17-24.

Notas comparativas. Esta especie posee la pieza copulatriz muy semejante a las especies argentinas y se diferencia de éstas por la forma de las antenas y del lóbulo apical del saco interno.

Distribución. Se lo ha encontrado sobre dunas marinas, en la región chilena de Valparaíso (Fig. 61).

Material examinado. CHILE. VALPARAISO: 1♂ Algarrobo, XI-1970, col. Ramirez (INCO); 1♂ Con Con, IX-1925, col. A. Faz (MLP); 2♂ (MHNS); 1♀ Quintero, 25-X-1963, col. Solervicens (MHNS); 1♂ 9- X-1963 (MHNS); 1♀ (sobre dunas), 28-III-1981, col. M. Elgueta (MHNS); 3♂♂ Viña del Mar, 18-I-1898 (MHNS). Sin localidad precisa: 1♀ (MHNS); 1♂ col. C. S. Reed (MACN).

CNEMALOBUS SUBSTRIATUS
(Waterhouse 1841)

(Figs. 26, 40, 53, 54, 59, 60)

Odontoscelis substriatus Waterhouse, 1841: 359; Philippi, 1887: 21.
Scelodontis substriata: Gemminger y Harold, 1868: 244.
Cnemalobus substriatus: Bruch, 1911: 162.
Cnemacanthus substriatus: Csiki, 1928: 16; Blackwelder, 1944: 28.

Observaciones. Esta especie fue citada por Bruch (1911) para Argentina, lo que probablemente sea un error de identificación.

Redescripción. Holotipo hembra, largo: 15,22 mm. Coloración negra. Glosa con dos setas mediolaterales, borde anterior recto, ángulos anteriores redondeados; mentón con dos setas y diente largo. Antenas con antenitos subredondeados y aplanados, con setas lateroapicales. Ojos poco globosos, acuminados; borde anterior redondeado y posterior oblicuo. Pronoto (Fig. 26) transversal (l/a 0,62); superficie dorsal convexa; borde posterior escotado centralmente; epipleura ancha, levemente angostada en el medio; bordes laterales anchos, apenas ensanchados hacia atrás, con 12, 15 setas que llegan hasta el ápice; foseta posterior con una seta; ángulos posteriores redondeados. Prosterno con pocas setas agrupadas principalmente en los bordes de la apófisis; apófísis prosternal corta. Elitros convexos, de bordes paralelos (l/a = 3,00); estrías difusas; canaleta marcada en el tercio apícal; interestría 3 sin setas; estría 7 con dos, tres setas basales y cuatro, cinco apicales; estría 8 no paralela a la lateral, separada de ésta en el tercio apical, con 23, 26 setas; interestría 9 levemente convexa, ancha en el tercio apical; serie lateral con 15 setas. Protibia no ensanchada centralmente; espolón tibial llega a la base del protarsíto 4; protarsitos no ensanchados, 2 y 3 con dos setas ventrolaterales. Genital (Fig. 59) con espermateca larga y curva; bursa de la espermateca muy larga y curva; distancia entre bursa y ducto común larga; ducto común largo, sin ampolla; glándula espermatecal alargada; estilos gruesos, poco arqueados, ápice delgado de punta aguzada.

Macho (Fig. 40), largo: 10,58 mm. Pronoto l/a = 0,63; élitros l/a = 3,00. Setas: pronoto con 12, 14; estria 7 con dos basales y tres apicales; estría 8 con 28, 29; serie lateral con 13. Ojos muy globosos, acuminados en la base; redondeados adelante y oblicuos atrás. Espolón tibial corto, alcanzando la mitad protarsito 2; protarsitos expandidos lateralmente, 1 tan ancho como largo, con una seta lateral (como en Fig. 16) y un grupo desordenado de setas ventrolaterales (como en Fig. 19); 2 y 3 una vez y media más ancho que largo, con una seta dorsolateral. Genital (Figs. 53, 54) con lóbulo medio delgado, de ápice largo y delgado; lígula derecha ancha, angostada en su parte apical; saco interno tan largo y ancho como el lóbulo medio; lóbulo basal (1) ausente, (2) ancho; lóbulo apícal ancho y recto de base ancha; pieza copulatriz espatulada, pequeña.

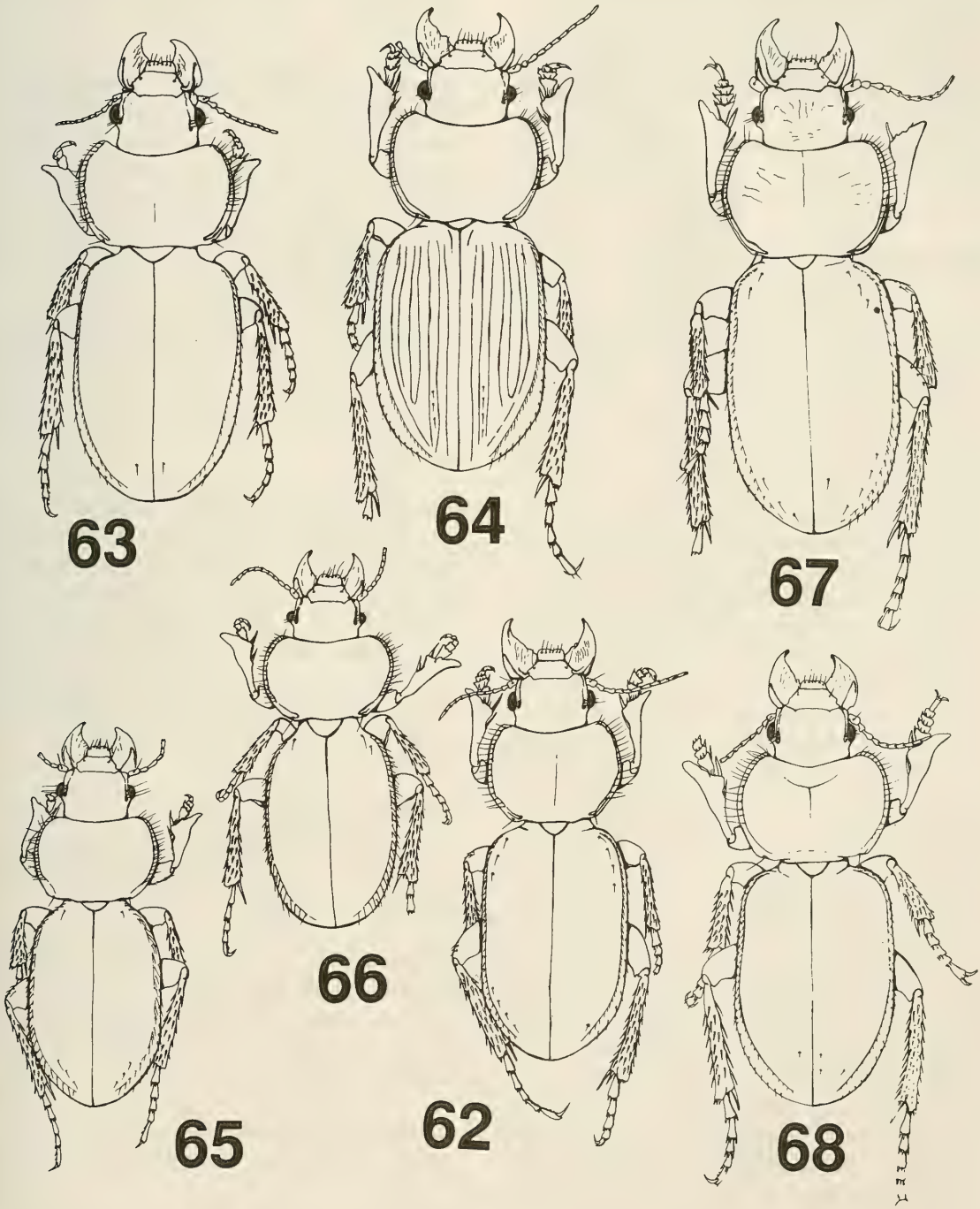
Variación intraespecífica. Largo: 10,58-15,22 mm. Pronoto l/a = 0,60-0,64; élitros 2,95-3,00. Setas: pronoto con 11-21; estría 7 con 1-3 basales y 3-5 apicales; estría 8 con 12-31; serie lateral con 13-23.

Notas comparativas. Esta especie es muy semejante a *C. cyaneus* y se diferencia de ésta por coloración y forma del lóbulo apical del saco interno.

Distribución. Ocupa la costa de la zona central de Chile, en la región de Valparaíso (Fig. 60).

Materíal examinado. Holotípo ♀, Valparaíso, C. Darwin Esq. (BMNH).

CHILE. VALPARAISO: 2 ♂♂ Quintay, 11-VIII-1968, col. L. Peña (INCO, MLP); 3 ♀♀ El Yali, 1/3-XI-1975 (INCO, MLP).



Figuras 62-68: Machos de: 62, *Cnemalobus obscurus*; 63, *C. germani*; 64, *C. striatipennis*; 65, C. montanus; 66, C. piceus; 67, *C. pulchellus*; 68, *C. sulciferus*.

CNEMALOBUS OBSCURUS (Brullé 1834)

(Figs. 27, 60, 62, 69-72, 78)

Cnemacanthus obscurus Brullé, 1834: 337.
Barypus aterrimus Chaudoir, 1835: 445.
Odontoscelis tentyrioides Curtis, 1839: 197; Waterhouse, 1841: 356.
Cnemalobus obscurus: Solier, 1849: 193; Putzeys, 1868: 367; Germain, 1901: 194; 1911: 53.
Scelodontis tentyrioides: Gemminger y Harold, 1868: 244.
Odontoscelis obscurus: Philippi, 1887: 20.

Redescripción. Macho (Fig. 62). largo: 20,05 mm. Coloración negra. Glosa con dos setas en la base del tercio apical, laterales, borde anterior cóncavo, ángulos anteriores marcados; mentón con dos setas; diente tan largo como los epilobos. Antenas con antenitos aplanados y subrectangulares, setas sólo lateroapicales. Ojos poco globosos, acuminados en la base; borde anterior recto y posterior oblicuo. Pronoto (Fig. 27) transversal (l/a = 0,66); superficie dorsal poco convexa; borde posterior poco escotado; epipleura ancha, angostada en la región media; márgenes poco anchos, levemente ensanchados hacia atrás, con 17 setas, distribuidas en los dos tercios anteriores; foseta posterior con una seta; ángulos posteriores redondeados. Prosterno con pocas setas, en los márgenes de la apófisis prosternal; apofísis prosternal corta. Elitros de bordes subparalelos, ensanchados apenas en el medio (l/a 3,08); sin estrías; canaleta poco profunda al comienzo y marcada en el tercio apical; interestría 3 con una seta apical; estría 7 con dos, tres, setas basales y tres, cuatro apicales; estría 8 no paralela a la lateral, con 32, 35 setas; interestría 9 levemente convexa y muy ancha en el tercio apical; serie lateral con 11, 15 setas. Protibia no ensanchada centralmente; espolón tibial largo y delgado, alcanzando la base del protarsito 3; protarsitos expandidos en el ápice, anchos, 1 casi tan ancho como largo, con una seta lateral (como en Fig. 16) y un grupo desordenado de setas ventrolaterales (como en Fig. 19); 2 y 3 más del doble de ancho que largo, con una seta dorsolateral. Genital (Figs. 69-72): lóbulo medio arqueado y grueso, no ensanchado, con ápice ancho y corto; lígula derecha ancha y corta, adelgazada en el ápice; saco interno tan largo como los dos tercios de la longitud del lóbulo medio; lóbulo basal (1) grande, no dividido, (2) ausente; lóbulo apical largo, cubre la pieza copulatriz; pieza copulatriz espatulada, pequeña.

Hembra Largo: 20,95 mm. Pronoto l/a = 0,66; élitros l/a = 3,07. Setas: estría 7 con dos basales y una apical; estría 8 con 38, 41; serie lateral con 18, 22. Espolón tibial largo y delgado, alcanzando la base del protarsito 4; protarsitos no ensanchados en el ápice, 2 y 3 con dos setas ventrolaterales. Genital (Fig. 79) con espermateca larga y curva; bursa de la espermateca larga (largo mucho mayor a dos veces el ancho) con ápice en "zig-zag"; distancia entre bursa y ducto común corta; ducto común corto, sin ampolla; glándula espermatecal redonda y corta; estilos cortos poco curvados, de ápice romo.

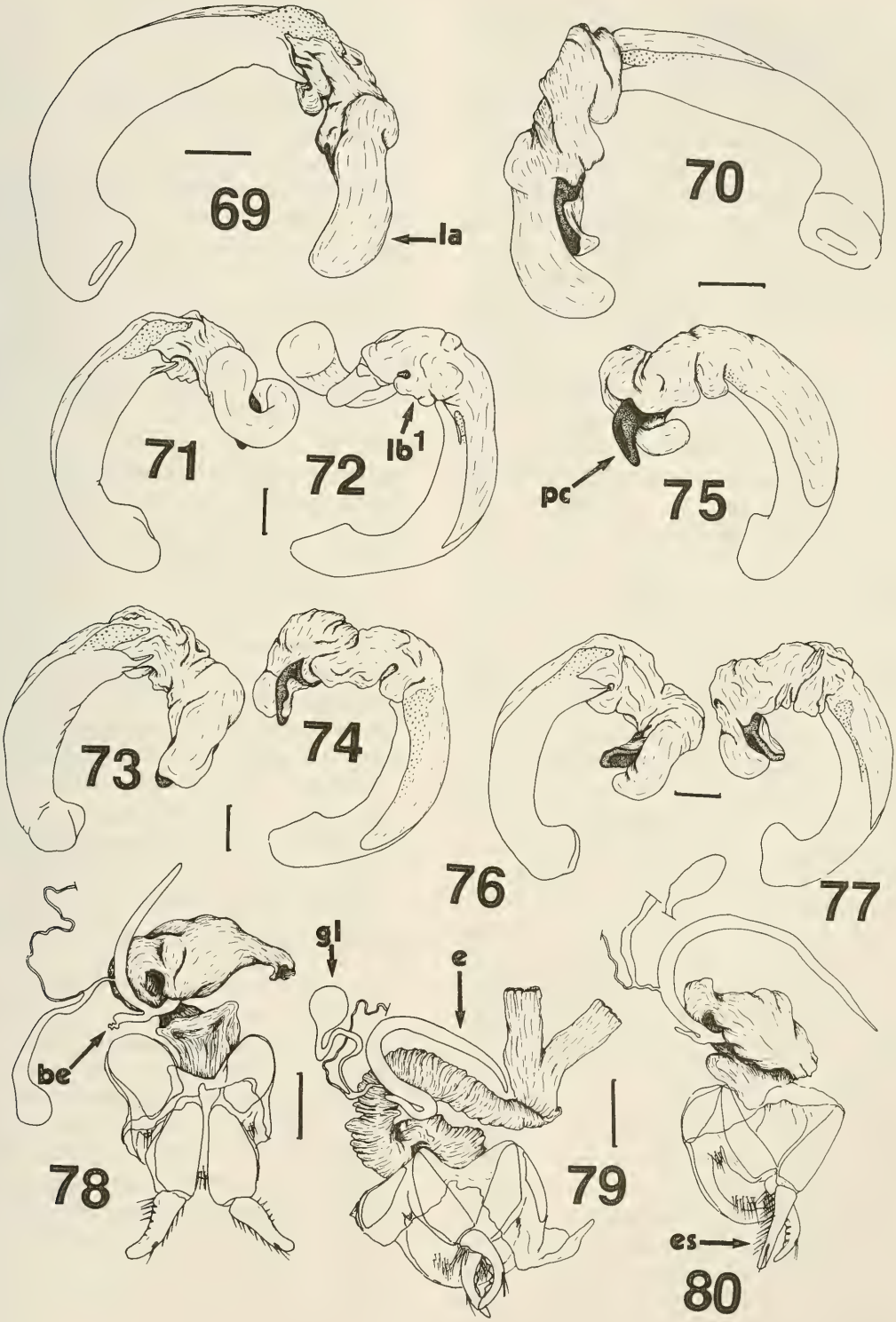
Variación intraespecífica. Largo: 16,48-23,18 mm. Pronoto l/a = 0,63-0,75; élitro l/a = 2,66-3,20. Setas: pronoto con 15-23; foseta posterior con 1-3; interestría 3 con una apical o sin ella; estría 7 con 1-4 basales y 1-4 apicales; estría 8 con 25-55 setas; serie lateral con 11-29. Lóbulo apical recto (Figs. 69, 70) o curvo (Figs. 71, 72). Estilos cortos, poco curvados y de ápice romo, o largos, curvos y de ápice aguzado.

Notas comparativas. Esta especie posee el saco interno muy semejante a *C. germaini* y *C. striatipennis* y se diferencia de éstas por la forma del protórax.

Distribución. Se la encuentra en las zonas montañosas de las regiones chilenas de Valparaíso, Metropolitana de Santiago, del Libertador General Bdo O'Higgins, Maule y Bío Bío (Fig. 60).

Material examinado. Holotípo ♀, de *Odontocelis tentyrioides*, Valparaíso (BMNH).

CHILE. VALPARAISO: 1♀ cerca de Petorca, Alicahue (MHNS); 1♂ IX-1924, col. A. Faz (MLP); 2 ♂♂ 1 ♀ Quilpué 1-1926, col.



Figuras 69-80: Figuras 69-77, lóbulo medio (a = ápice; la = lóbulo apical; lbl = lóbulo basal (1); pc = pieza copulatriz) de: 69-72, *Cnemalobus obscurus*; 73-75, *C. germaini*; 76-77, *C. striatipennis*; 78-80, genital femenino (be = bursa de la espermateca; e = espermateca; es = estilo; gl = glándula espermatecal) de: 78, *C. obscurus*; 79, *C. germaini*; 80, *C. striatipennis*.

A. Faz (MLP); 1 ♂ Con Con, 31-XII-1968, col. J. Solervicens (INCO); 1 ♂ (MHNS); 1 ♂ Cerro Aguila, Quillota, 12-X-1967, col. Heymann (INCO); 1 ♂ Viña del Mar, 1-I-1952 (MHNS); 2♂♂ 2 ♀♀ Cerro El Roble (Valp.), 30/31-IX-1976, col. L. Peña (CLP, MHNS, MLP); 2 ♀♀ La Campana, 18-IX-1974, col. Chavez (INCO); 1 ♂ Tq. Recreo, 6-X-1963, col. J. Solervicens (MHNS). METROPOLITANA DE SANTIAGO: 2 ♀♀ col. P. Germain (MHNS); 1 ♂ Baños Colina, 14-V-1983, col. G. Arriagada (MHNS); 3 ♂♂ Cantillana, 3-XI-1981, col. M. Elgueta (MHNS); 1 ♂ 2 ♀♀ Cerro Roble Alto, 7/9-XII-1980, col. Elgueta (MHNS); 2 ♂♂ Colina, 3000 m s.n.m., I-1892 (MHNS); 2 ♂♂ 2 ♀♀ Cordillera de Santiago, col. Germain (MHNS); 1 ♀ I-1899 (MHNS); 4 ♀♀ El Canelo XII-1976, col. L. Peña (CLP); 2 ♂♂ I-1975, col. L. Peña (CLP); 1 ♂ 1 ♀ I-1977 (MLP); 1 ♂ 1 ♀ 15-11-1954 (MHNS); 1 ♀ XI-1952, col. L. Peña (MHNS); 1 ♂ 26-X-1975, col. L. Peña (MHNS); 4 ♂♂ 30-XI-1970 col. G. Barria y L. Alvarez (INCO); 2 ♂♂ 1 ♀ 28-IX-1970, col. G. Barria y L. Alvarez (INCO); 1 ♀ 29-XII-1950, col. L. Peña (MHNS); 1 ♀ 15-XI-1954, col. L. Peña (MHNS); 1 ♀ 9-I-1971, col. F. Silva G. (INCO); 1 ♀ XI-1954 (MHNS); 1 ♂ El Manzano, 4-X-1970, col. J. Moroni (MHNS); 2 ♂♂ 4-X-1970, col. G. Barria y L. Alvarez (INCO); 3 ♂♂ 1 ♀ 13-I-1984, col. A. y S. Roig (IADIZA); 1 ♂ 1 ♀ II-1983, col. L. Peña (CLP); 1 ♂ El Peumo, 19-1-1951, col. Marb (MHNS); 1 ♂ 29-XII-1960, col. T. Ramirez (MHNS); 3 ♀♀ La Obra, 18/23-XII-1953, col. L. Peña (MHNS); 2 ♂♂ Lo Aguila (MHNS); 1 ♂ Pichi (Alhue), 6-8-XII-1947, col. Peña y Barros (INCO). LIBERTADOR BERNARDO Q'HIGGINS: Colchagua 1 ♂ 2 ♀♀ 3-II-1979, col. L. Peña (CLP). MAULE: 8 ♂♂ 7 ♀♀ Cordillera de Parral, Fundo Malcho, XI-1956 (IADIZA); 1 ♂ Cordillera Curicó (MHNS); 1 ♀ Plan (MHNS); 3 ♂♂ 4 ♀♀, Bullileo, I-1979, col. L. Peña (CLP). BIO BIO: 1 ♂ 1 ♀ Cordillera de Chillán (MHNS); 1 ♂ 1 ♀ Cordillera de Chillán (MHNS). SIN DATOS DE LOCALIDAD: 1 ♂ (MLP); 1 ♂ (MHNS).

CNEMALOBUS GERMAINI Putzeys 1868

(Figs. 28, 61, 63, 73-75, 79)

Cnemalobus germaini Putzeys, 1868: 365; Germain, 1901: 185; 1911: 53; Csiki, 1928: 15; Blackwelder, 1944: 28.

Redescripción. Macho (Fig. 63), largo: 18,54 mm. Coloración negra. Glosa con dos setas centrales en el ápice, borde anterior convexo y ángulos anteriores romos; mentón con dos setas, diente más corto que los epilobos. Antenas con antenitos aplanados y subrectangulares, con setas lateroapicales. Ojos globosos, borde anterior y posterior oblicuos. Pronoto transversal (l/a = 0,59); superficie dorsal convexa; de contorno subcircular (Fig. 28); borde posterior levemente escotado; epipleura muy ancha, no angostada en el medio; márgenes anchos, un poco ensanchados hacia atrás, con 18, 21 setas, distribuidas en los dos tercios anteriores del margen; ángulos posteriores redondeados, con 1, 2 setas en la foseta y una tercera seta cercana a la foseta. Prosterno con pocas setas, en los márgenes de la apófisis prosternal; apófisis prosternal corta. Elitros anchos y convexos (l/a = 2,91), de bordes subparalelos, ensanchados hacia atrás; lisos; canaleta muy profunda; interestría 3 con una seta apical; estría 7 sin setas; estría 8 no paralela a la lateral, con 31, 34 setas; interestría 9 muy convexa y ancha en el tercio apical; serie lateral con 14, 15 setas. Protibia con cara externa curvada y ancha en la zona media; espolón tibial corto y ancho, alcanzando la base del protarsito 2; protarsitos expandidos en el ápice, el 1 casi tan ancho como largo, con una seta lateral (como en Fig. 16) y un grupo desordenado de setas ventrolaterales (como en Fig. 19); 2 y 3 menos del doble de ancho que largo, con una seta dorsolateral. Genital (Figs. 73-75) con lóbulo medio arqueado, no ensanchado; ápice largo y redondeado; lígula derecha ancha y corta, adelgazada en el ápice; saco interno tan largo como los dos tercios de la longitud del lóbulo medio, no ensanchado; lóbulo basal (1) grandes no dividido, (2) ausente; lóbulo apical tan largo como la pieza copulatriz, de base ancha; pieza copulatriz espatulada.

Hembra. Largo: 19,44 mm. Pronoto l/a = 0,58; élitros l/a 2,66. Setas: pronoto con 20, 24; foseta posterior con tres; interestría 3 con dos, cuatro apicales; estría 7 con una basal; estría 8 con 32; serie lateral con 15, 19. Tibia anterior muy ancha en el medio; espolón tibial largo y ancho, muy curvado ventralmente, alcanzando casi el protarsito 4; protarsitos poco expandidos en el ápice, 2-3 con dos setas ventrolaterales. Genital (Fig. 79) espermateca larga y curva; bursa de la espermateca larga (más de dos veces más larga que ancha) y ancha, sinuosa; distancia entre bursa y ducto común corta; ducto común corto, sin ampolla; glándula espermatecal redonda; estilos poco curvados, con ápice romo.

Variación intraespecífica. Largo: 15,08-21,17 mm. Pronoto l/a = 0,58-0.63; élitros l/a = 2,66-2-92. Setas: pronoto con 15-27; foseta posterior con 1-3; interestría 3 con 1-4 apicales; estría 7 con una basal o sin ella; estría 8 con 27-40; serie lateral con 12-23. Lóbulo apical del saco interno puede rodear a la pieza copulatriz ventralmente por la derecha (Figs. 75, 76) o ser recto y cubrirla dorsalmente (Figs. 73, 74). Estilos cortos, poco curvados y con ápice romo o largos, curvos y con ápice aguzado.

Notas comparativas. Esta especie se diferencia de aquéllas descritas anteriormente que poseen la pieza copulatriz espatulada, por lo profundo de la canaleta y ancho de la interestría 9.

Distribución. Se encuentra en las regiones chilenas de Maule, Bío Bío y Araucanía (Fig. 61), en la provincia biogeográfica Subantártica, distrito del Bosque Caducifolio (Cabrera y Willink, 1980).

Materíal examinado. CHILE. MAULE: 1 ♀ Cordillera Costa, I-1901 (MHNS). BIO BIO: 1 ♂ II-1984, col. L. Peña (IADIZA); 1 ♂ Atacalco, 23-XI-1951, col. L. Peña (MHNS); 1 ♂ El Marchant, I-1978, col. L. Peña (IADIZA); 1 ♀ Fundo El Castillo, 22-11-1969, col. L. Alfaro (MHNS); 1 ♀ Chillán, 1893 (MHNS); 2 ♂♂ 2 ♀♀ Invernada, Cordillera de Chillán, X/XII-1969, col. Ocare (INCO); 1 ♀ XII-1976, col. L. Peña (CLP); 2 ♂♂ 4 ♀♀ Las Trancas, Chillán, I/II-1974, col. L. Peña (CLP, MLP, INCO); 2 ♂♂ 3 ♀♀ I/II-1976, col. L. Peña (CLP); 1 ♂ 7 ♀♀ XII-1978, col. L.Peña (CLP, IADIZA); 1 ♂ 4 ♀♀ II-1980, col. L. Peña (CLP); 1 ♂ IV-1980, col. L. Peña (CLP); 2 ♂♂ 8 Km al E de Recinto, VIII Región (Bío Bío), 16-XI-1987, col. E. Maury (MACN).ARAUCANIA: Curacautín, 1 ♂ Termas de Río Blanco, 29/31-III-1954, 1050-1500 m.s.n.m., col. L. Peña (MHNS). SIN DATOS DE LOCALIDAD: 1 ♀ (nro. 574) (MHNS).

CNEMALOBUS STRIATIPENNIS sp. nov.

(Figs. 29, 61, 64, 76, 77, 80)

Descripción. Holotipo macho (Fig. 64), largo: 18,09 mm. Coloración negra. Glosa con dos setas lateroapicales, borde anterior recto, ángulos anteriores romos; mentón con dos setas, con diente corto. Antenas con antenitos subrectangulares, con setas lateroapicales. Ojos globosos; borde anterior redondeado y posterior oblicuo. Pronoto (Fig. 29) transversal (l/a = 0,62); superficie dorsal poco convexa; borde posterior levemente cóncavo; epipleura muy ancha; márgenes anchos, aplanados y ensanchados hacia atrás, con 17, 19 setas que llegan hasta el tercio apical; foseta posterior con una seta; ángulos posteriores rectos. Prosterno con pocas setas, que ocupan el contorno de la apófisis prosternal, apófisis prosternal corta. Elitros anchos, de bordes subparalelos (I/a = 2,67); con estrías; canaleta muy profunda; interestría 3 con tres cuatro setas apicales; estría 7 con una seta basal; estría 8 no paralela a la lateral, con 39, 40 setas; interestría 9 muy ancha y convexa en el tercio apical; serie lateral con 20, 21 setas. Protibia no ensanchada centralmente: espolón tibial corto y ancho, alcanzando la mitad del protarsito 2; protarsitos expandidos en el ápice, 1 menos ancho que largo, con una seta lateral (como en Fig. 16) y un grupo desordenado de setas ventrolaterales (como en Fig. 19); 2 y 3 menos del doble de ancho que largo, con una seta dorsolateral. Genital (Figs. 76, 77) con lóbulo medio levemente arqueado; ápice corto; lígula derecha ancha, no angostada en el ápice; saco interno dos tercios de

la longitud del lóbulo medio, de igual ancho en todo su largo; lóbulo basal (1) grande, no dividido, (2) ausente; lóbulo apical tan largo como la pieza copulatriz; pieza copulatriz espatulada, pequeña.

Alotipo Largo: 17,94 mm. Pronoto l/a = 0,60; élitros l/a = 2,68. Setas: pronoto con 13, 14; interestría 3 con dos, cuatro apicales, interestría 6 con una basal; estría 7 con una, tres basales; estría 8 con 35, 41; serie lateral con 19, 24. Protibia ensanchada en el medio; espolón tibial largo y ancho, alcanzando la mitad del protarsito 3; protarsitos poco expandidos, 2 y 3 con dos setas ventrolaterales. Genital (Fig. 80) espermateca muy larga y curva; bursa de la espermateca larga (largo mayor a dos veces el ancho); distancia entre bursa y ducto común larga; ducto común muy corto, sin ampolla; glándula espermatecal piriforme; estilos delgados y curvos, ápice con punta aguzada.

Variación intraespecífica. Largo: 16,34-20,36 mm. Pronoto l/a = 0,60-0,63; élitros l/a = 2,40-2,84. Setas: pronoto con 11-20; interestría 3 con 2-4 apicales, interestría 6 con una basal o sin ella; estría 7 con 1-3 apicales y con una basal o sin ella; estría 8 con 29-46; serie lateral con 16-29.

Notas comparativas. Esta especie es muy semejante a *C. germaini* y se diferencia de ella por la forma del saco interno y por la presencia de estrías elitrales.

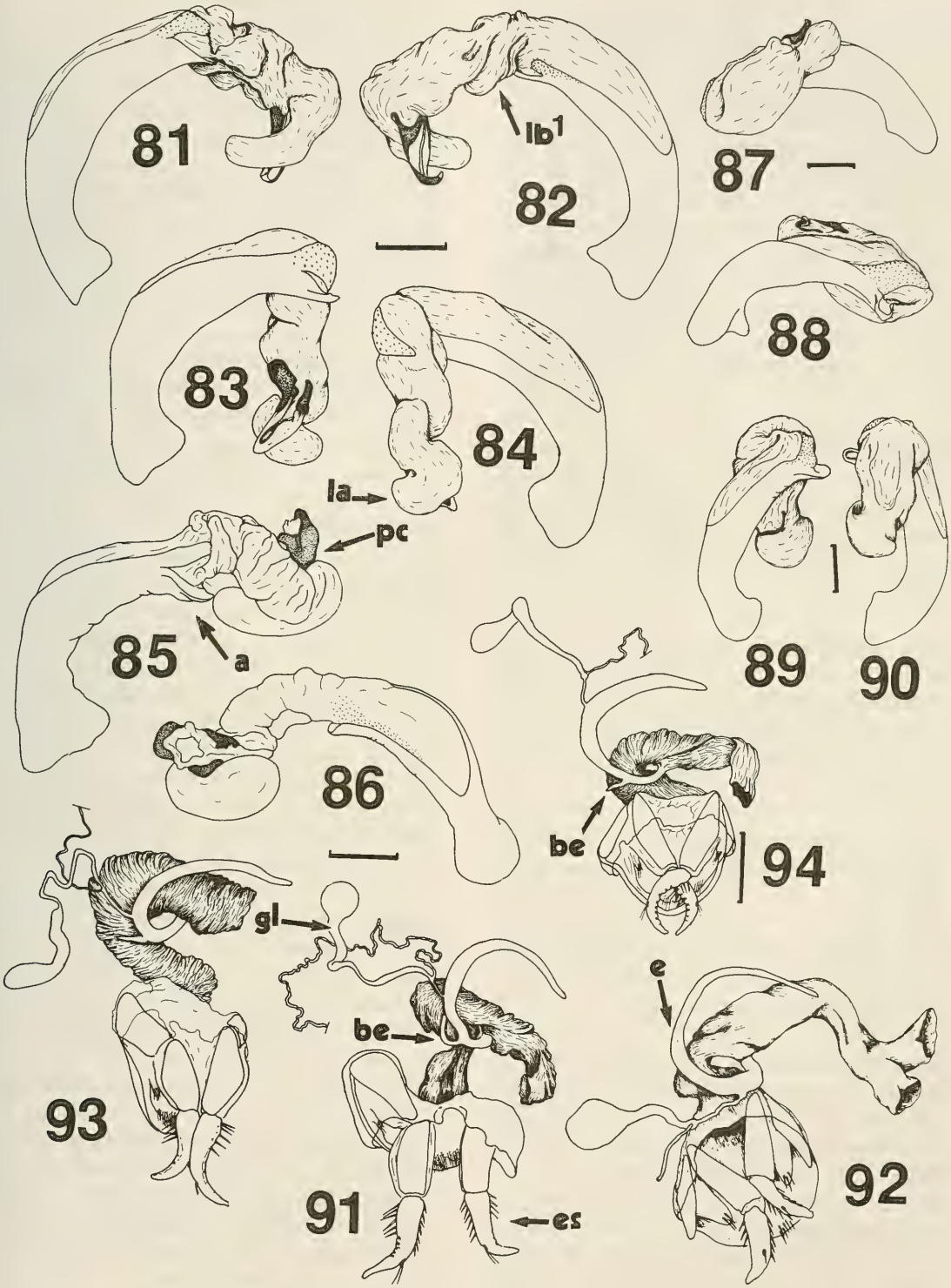
Distribución. Bosque mesófilo de *Nothofagus dombeyi* (coihue), entre los 1200 y 1500 m s.n.m., en la región del Maule (Fig. 61).

Materíal examinado. Holotipo ♂, Talca, Alto de Vilches, 1200 m s.n.m., 15-I-1984.col. A. y S. Roig (MLP). **Alotipo** ♂ mismos datos que el holotipo. **Paratípos. CHILE.** MAULE: 1 ♂ Alto de Vilches, XII-1975, col. L. Peña (MHNS); 7 ♂♂ 2 ♀♀ 1200 m s.n.m., 15-I-1984, col. A. y S. Roig (IADIZA, MLP); 1 ♂ 1280 m s.n.m., 25/26-XI-1970, col. J. Solervicens (INCO); 1 ♂ 4 ♀♀ 10/16-XII--1976, col. L. Peña (MHNS); 5 ♂♂ 1 ♀ XI-1989, col. J. Barriga (MACN); 2 ♂♂ 1 ♀ 7-VIII-1989, col. E. Maury (MLP, MACN).

CNEMALOBUS MONTANUS sp. nov.

(Figs. 30, 61, 65, 81, 82, 91)

Descripción. Holotipo macho (Fig. 65), largo: 15,54 mm. Coloración negra. Glosa sin setas, borde anterior recto y ángulo anterior romo; mentón con dos setas, diente corto, llegando hasta la mitad de los epilobos. Antenas con antenitos subrectangulares, setas sólo laterales. Ojos globosos, acuminados en la base; con borde anterior recto y posterior oblicuo. Pronoto (Fig. 30) transversal (l/a 0,59; superficie dorsal poco convexa; borde posterior poco escotado; epipleura ancha, no angostada en el medio; márgenes anchos, ensanchados y aplanados hacia atrás, con 20, 21 setas que llegan hasta el tercio apical; foseta posterior con una seta; ángulos posteriores redondeados. Prosterno con pocas setas, apófisis prosternal corta. Elitros planos dorsalmente, con bordes subparalelos (l/a = 3,04); lisos; canaleta levemente insinuada en el tercio apical; interestría 3 sin setas; estría 7 con tres setas apicales y una seta basal; estría 8 no paralela a la lateral, con 30 y 31 setas; interestría 9 levemente convexa y ensanchada en el tercio apical; serie lateral con 14, 15 setas. Protibia levemente ensanchada; espolón tibial largo y ancho, alcanzando la base del protarsito 3; protarsitos expandidos en el ápice externo, 1 tan ancho como largo, con una seta lateral (como en Fig. 16) y un conjunto desordenado de setas ventrolaterales (como en Fig. 19); protarsitos 2 y 3 más del doble de ancho que largo, con una seta dorsolateral. Genital (Figs. 81, 92) con lóbulo medio delgado y levemente arqueado, de ápice angosto y corto; lígula derecha ancha y corta, adelgazada en el ápice; saco interno dos tercios de la longitud del lóbulo medio y del mismo ancho que éste; lóbulo basal (1) dividido; lóbulo basal (2) ancho; lóbulo apical largo, delgado y recto, con base más ancha que la región media y apical; pieza copulatriz espatulada, pequeña.



Figuras 81-94: Lóbulo medio (la = lóbulo apical; lbl = lóbulo basal (1); pc = pieza copulatriz) de: 81-82, *Cnemalobus montanus*; 83-84, *C. piceus*; 85-96, *C. pulchellus*; 87-90, *C. sulciferus*; 91-94, *genital femenino* (be = bursa de la espermateca; e = espermateca; es = estilo; gl = glándula espermatecal) de: 91, *C. montanus*; 92, *C. piceus*; 93, *pulchellus*; 94, *C. sulciferus*.

Alotipo Largo: 15,54 mm. Pronoto l/a = 0,61; élitro l/a = 2,57. Setas: pronoto con 16, 20; estría 7 con una basal, una central y dos apicales; estría 8 con 28, 29; serie lateral con 15,16. Protibia levemente ensanchada; espolón tibial largo y ancho, alcanzando la mitad del protarsito 4; protarsitos muy poco ensanchados, 2 y 3 con dos setas ventrolaterales. Genital (Fig. 91) con espermateca larga y curva; bursa de la espermateca larga (largo mayor a dos veces el ancho); distancia entre bursa y ducto común corta; ducto común corto, sin ampolla; glándula espermatecal redonda y corta; estilos cortos y curvos, de ápice redondeado.

Variación intraespecífica. Largo: 15,00-15,54 mm. Pronoto l/a = 0,59-0,69; élitro l/a = 2,57-3,10. Setas: pronoto con 16-21; estría 7 con 1-2 basales, 1-2 apicales, con una central o sin ella; estría 8 con 27-33; serie lateral con 14-21.

Notas comparativas. Esta especie comparte con *C. cyaneus* y *C. substriatus* la presencia en el saco interno de lóbulo basal (2) ancho; se diferencia de estas por la forma del lóbulo apical del saco interno y por presentar lóbulo basal (1).

Etimología. El epíteto específico hace alusión a que ha sido hallada en regiones montañosas.

Distribución. Esta especie se encuentra distribuida en regiones montañosas de la región Metropolitana de Santiago (Fig. 61).

Material examinado. Holotipo ♂, Lo Valdés, Santiago, 9-X1968, col. J. Solervicens (INCO). **Alotípo** ♀, mismos datos que el holotipo. **Paratipos. CHILE:** REGION METROPOLITANA DE SANTIAGO: 1 ♀ Alto de Cantillana, 3-XI-1981, col. M. Elgueta (MHNS); 1 ♂ Baños Colina, 14-III-1983, col. G. Arriagada (MHNS); 1 ♂ El Canelo, 28-IX-1970, col. G. Barria y L. Alvarez (INCO); 1 ♂ El Peumo, 19-I-1951, col. Marb (MLP); 1 ♂ El Volcán, 9-XI-1969, col. L. Alfaro (MHNS); 2 ♂♂ Lo Valdés, 9-X-1968, col. J. Solervicens (MLP, INCO).

CNEMALOBUS PICEUS sp. nov.

(Figs. 10, 11, 31, 61, 66, 83, 94, 92)

Descripción. Holotipo macho (Fig. 66), largo: 16,28 mm. Coloración negra. Glosa con dos setas lateroapicales, borde anterior recto, ángulos anteriores marcados; mentón con dos setas, diente corto, alcanzando la mitad de los epilobos. Antenas con antenitos subrectangulares, setas sólo lateroapicales. Ojos poco globosos, acuminados en la base; con borde anterior recto y posterior oblicuo. Pronoto (Fig. 31) transversal (l/a = 0,63); superficie dorsal poco convexa; ángulos anteriores marcados; borde posterior levemente escotado; epipleura muy ancha centralmente; márgenes anchos, ensanchados y aplanados hacia atrás, con 22, 29 setas que llegan hasta el tercio apical; foseta posterior con una, dos setas; ángulos posteriores rectos. Prosterno con pocas setas, apófisis prosternal larga (Figs. 36, 37). Elitros con superficie dorsal plana y bordes subparalelos (l/a = 2,95), ensanchados hacia atrás: lisos; canaleta apenas perceptible en el ápice; interestría 3 sin setas; estría 7 con una, dos setas basales; estría 8 no paralela a la lateral, pero poco separada de ésta en el ápice, con 23, 28 setas; interestría 9 levemente convexa, casi plana, ensanchada en el tercio apical; serie lateral con 13, 15 setas. Protibia no ensanchada; espolón tibial corto y ancho, alcanzando la base del protarsito 3; protarsitos poco espandidos en el ápice externo, 1 mucho menos ancho que largo, con una seta lateral (como en Fig. 16) y un conjunto desordenado de setas ventrolaterales (como en Fig. 19); protarsitos 2 y 3 menos del doble de ancho que largos con una seta dorsolateral. Genital (Figs. 83, 84) con lóbulo medio delgado y levemente arqueado, de ápice corto, angosto, redondeado; lígula derecha ancha y larga; saco interno tan largo como las tres cuartas partes de la longitud del lóbulo medio y del mismo ancho que éste; lóbulo basal (1) dividido; lóbulo basal (2) ancho; lóbulo apical ancho, curvado en "S", con base tan ancha como la región media y apical; pieza copulatriz espatulada, pequeña.

Alotipo Largo: 15,98 mm. Pronoto l/a = 0,55; élitro l/a = 2,80. Setas: pronoto con 23, 24, foseta posterior con una, tres: estría 7 una, dos basales; estría 8 con 30, 31; serie lateral con 21, 23. Espolón tibial largo y ancho, alcanzando la base del protarsito 5; protarsitos levementes ensanchados, 2 y 3 con dos setas ventrolaterales. Genital (Fig. 92) con espermateca larga y curva; sin bursa de la espermateca; ducto común largo, sin ampolla; glándula espermatecal piriforme, corta; estilos cortos y curvos, de ápice redondeado.

Variación intraespecífica- Largo: 15,98-18,69 mm. Pronoto l/a = 0,55-0,63; élitro l/a = 2.54-2,95. Setas: pronoto con 22-30, foseta con 1-3; estría 7 con una o dos basales; estría 8 con 21-31; serie lateral con 13-25.

Notas comparativas. Esta especie comparte con *C. montanus* la presencia del lóbulo basal (1) del saco interno dividido, y se diferencia de esta por la forma del prosterno y del lóbulo apical del saco interno.

Etimología. El epíteto especifico hace alusión a la coloración de los ejemplares.

Disiribución. Esta especie se encuentra distribuida en regiones montañosas de la Cordillera de la Costa, de las regiones de Valparaíso y Metropolitana de Santiago (Fig. 61).

Material examinado. Entre el material estudiado se encuentra un ejemplar macho de Coquimbo, Puerto Oscuro, que no se le ha adjudicado el *status* de tipo debido a que la forma del protórax es muy diferente, a pesar de que el saco interno es muy semejante al holotipo.

Holotipo ♂, Chile, Santiago, Cerro El Roble, 28-X-1981, 2200 m s.n.m., col. M. Elgueta (MHNS). **Alotipo** ♀, mismos datos que el holotipo. **Paratipos. CHILE.** METROPOLITANA DE SANTIAGO: 1 ♂ Cerro el Roble, 28-X-1981, 2250 m s.n.m., col. Elgueta (MLP); 1 ♂ 22-XI-1982, 2200 m s.n.m., col. M. Elgueta (MHNS). VALPARAISO: 1 ♂ Cerro el Roble, 30/31-IX-1976, col. L. Peña (MHNS); 2 ♂♂ Palmas de Ocoa, col. E. Maury (MACN, IADIZA).

CNEMALOBUS PULCHELLUS sp. nov.

(Figs. 2, 5, 19, 32, 61, 67, 85, 86, 93)

Descripción. Holotipo macho (Fig. 67), largo: 21,57 mm.

Coloración negra con reflejos violáceos. Glosa con dos setas lateroapicales, borde anterior recto, ángulos anteriores redondeados; mentón con tres setas, diente poco más corto que los epilobos. Antenas con antenitos subrectangulares, setas sólo laterales. Ojos poco globosos, angostos y acuminados en la base; con borde anterior recto y posterior oblicuo. Pronoto (Fig. 32) transversal (l/a = 0,63); superficie dorsal levemente convexa; borde posterior poco escotado; epipleura ancha, no angostada en el medio; márgenes anchos, ensanchados en el cuarto posterior, con 18, 19 setas que llegan hasta la mitad; foseta posterior con una seta; ángulos posteriores redondeados. Prosterno con pocas setas, apófisis prosternal corta. Elitros con bordes subparalelos (l/a = 2,93); planos dorsalmente; lisos; sin canaleta; interestría 3 con una o sin seta apical; estria 7 con dos, tres setas basales y tres, cuatro apicales; estría 8 paralela a la lateral con 31, 34 setas; interestría 9 plana y delgada, no ensanchada en el tercio apical; serie lateral con 20, 23 setas. Protibia no ensanchada; espolón tibial ancho, alcanzando la base del protarsito 3; protarsitos expandidos en el ápice externo, anchos, 1 tan ancho como largo, con una seta lateral (como en Fig. 16) y un conjunto desordenado de setas ventrolaterales (Fig. 19); protarsitos 2 y 3 del doble de ancho que largo, con una seta dorsolateral. Genital (Figs. 85, 86) con lóbulo medio levemente ensanchado en el tercio apical, ápice corto y redondeado; lígula derecha angosta y larga; saco interno tan ancho y largo como el lóbulo medio; sin lóbulos basales; lóbulo apical largo y curvo, en forma de "C", con su base ancha; pieza copulatriz espatulada, pequeña.

Alotipo. Largo: 19,96 mm. Pronoto l/a = 0,62; élitro l/a = 2,65. Setas: pronoto con 19, 20, foseta posterior con una, dos; interestría 3 con dos apicales; estría 7 con tres basales y seis, siete apicales; estría 8 con 24, 29; serie lateral con 19, 20. Espolón tibial largo y ancho, alcanzando la base del protarsito 4; protarsitos no ensanchados, 2 y 3 con dos setas ventrolaterales. Genital (Fig. 93) con espermateca larga y curva; bursa de la espermateca larga (largo mayor a dos veces el ancho); distancia bursa y ducto común corta; ducto común largo, sin ampolla; glándula espermatecal alargada; estilos largos y curvos, de ápice delgado.

Variación intraespecífica. Largo: 15,68-21,78 mm. Pronoto l/a = 0,62-0,66; élitro l/a = 2,64-3,00. Setas: pronoto con 14-24, foseta posterior con 1-2; interestría 3 con 1-2 apical o sin ellas; estría 7 con 1-3 basales y 2-7 apicales; estría 9 con 24-39; serie lateral con 16-25.

Notas comparativas. Esta especie es muy semejante a *C. montanus*. y *C. piceus* y se diferencia de ambas por presentar la octava estría paralela a la serie lateral de setas.

Etimología. El epíteto específico *pulchellus* hace alusión a los reflejos violáceos y forma grácil del cuerpo de esta especie.

Distribución. *C. pulchellus* se encuentra distribuida en regiones montañosas de la región Metropolitana de Santiago (Fig. 61).

Material examinado. Holotipo ♂ Chile, Santiago, Cantillana, XII-1979, col. L. Peña (MLP). **Alotipo** ♀ mismos datos que el holotipo. **Paratipos. CHILE.** METROPOLITANA DE SANTIAGO: 5 ♂♂ 1 ♀ Cantillana, XII-1979, col. L. Peña (IADIZA, MACN, MLP); 2 ♂♂ IX-1990, col. L. Peña (MHNS); 1 ♂ 2000 m s.n.m., 16-XI-1990, col. M. Elgueta (MHNS); 1 ♂ 1 ♀ Horcón de Piedra, ll-XII-1983, col. L. Peña (MHNS); 4 ♂♂ Piche Alhue, 1800 m s.n.m., l/8-XII-1969, col. L.Peña (INCO).

CNEMALOBUS SULCIFERUS Philippi 1864

(Figs. 33, 60, 68, 87-90, 94)

Cnemalobus sulciferus Philippi, 1864: 461.
Cnemacanthus sulcifer: Csiki, 1928: 16; Blackwelder, 1944: 28.

Redescripción. Holotipo macho (Fig. 68), largo: 18,84 mm. Coloración negra. Glosa con dos setas lateroapicales, borde anterior emarginado; ángulos anteriores rectos; mentón sin setas, con diente corto, que alcanza la mitad de los epilobos. Antenas con antenitos subrectangulares, setas sólo lateroapicales. Ojos poco globosos, acuminados en la base; con borde anterior subcircular y posterior oblicuo. Pronoto (Fig. 33) transversal (l/a = 0,62); superficie dorsal levemente convexa; borde posterior cóncavo; epipleura ancha, angosta en la base; márgenes anchos, ensanchados hacia atrás, con 18 setas que llegan hasta el tercio apical; foseta posterior con una seta; ángulos posteriores redondeados. Prosterno con pocas setas, apófisis prosternal corta. Elitros planos dorsalmente, con bordes subparalelos (l/a = 3,00); lisos; canaleta profunda; interestría 3 con una, dos setas apicales; estría 7 con una seta apical: estria 8 no paralela a la lateral, con 29, 36 setas; interestría 9 muy convexa y ancha en el tercio apical; serie lateral con 26, 29 setas. Protibia levemente ensanchada en el medio; espolón tibial largo y ancho, alcanzando la base del protarsito 3; protarsitos expandidos en el ápice externo, anchos, 1 más largo que ancho, con una seta lateral (como en Fig. 16) y un conjunto desordenado de setas ventrolaterales (como en Fig. 19); 2 y 3 menos del doble de ancho que largo, con una seta dorsolateral. Genital (Figs. 87-90) con lóbulo medio levemente arqueado, de ápice corto y redondeado; lígula derecha angosta y larga; saco interno dos tercios de la longitud del lóbulo medio, con su base angosta, muy ensanchado en el medio; sin lóbulos basales; lóbulo apical recto, con base angosta; pieza copulatriz espatulada, pequeña.

Hembra Largo: 19,44 mm. Pronoto l/a = 0,61; élitro l/a = 2,84. Setas: pronoto con 19, 21, interestría 3 con dos apicales; estría 8 con

30, 33; serie lateral con 25, 26. Protibia con borde externo ensanchado; espolón tibial largo y ancho, alcanzando la mitad del protarsito 4; protarsitos no ensanchados, 2 y 3 con dos setas ventrolaterales. Genital (Fig. 94) con espermateca larga y curva, ensanchada en la región media; bursa de la espermateca larga (más de dos veces más larga que ancha); distancia entre la bursa y ducto común corta; ducto común corto, sin ampolla; glándula espermatecal piriforme, grande; estilos largos y curvos, de ápice delgado.

Variación intraespecífica. Largo: 14,24-20,23 mm. Pronoto l/a = 0,59-0,70; élitro l/a = 2,84-3,30. Setas: pronoto con 12-22, foseta posterior con una o dos; interestría 1 con una apical o sin ella; interestría 3 con 1-4 apicales; estría 7 con 1-3 apicales o sin ellas; estría 8 con 26-36; serie lateral con 12-29. Saco interno que se evierte hacia atrás (Figs. 87, 88) o hacia abajo (89, 90).

Notas comparativas. Esta especie posee la canaleta elitral muy marcada como *C. germaini* y *C. striatipennis*, y se diferencia de éstas por la forma del saco interno.

Distribución. *C. sulciferus* se encuentra distribuida en zonas montañosas de la región Metropolitana de Santiago (Fig. 60), al igual que *C. pulchellus*, cordilleras de Bío Bío y zonas costeras y montañosas del Maule.

Material examinado. Holotipo ♂, nro. 2759 (MHNS). **CHILE.** METROPOLITANA DE SANTIAGO: 4 ♂♂ Cántillana, XII-1979, col. L. Peña (CLP, MLP); 1 ♂ 2000 m s.n.m., 16-XI-1980, col. M. Elgueta (MHNS); 1 ♂ 2000-2200 m s.n.m., 31-X-1982, col. M. Elgueta (MHNS); 3 ♂♂ Cordillera de Aculeo (MHNS); 1 ♀ Piche Alhue, 1800 m s.n.m., 1/8-XII-1969, col. L. Peña (INCO). MAULE: 1 ♂ XII-1979, col. L. Peña (CLP); 3 ♂♂ 2 ♀♀ Cordillera de Curicó (MHNS); 2 ♂♂ 4 ♀♀ El Coigual, X/XI-1955, col. L. Peña (IADIZA); 4 ♂♂ El Coigual, Cordillera de Curicó 1400-1600 m s.n.m., 11/13-I-1955, col. Peña-Barros (MHNS); 1 ♂ Fundo Malcho, Cordillera de Parral, XI-1955, col. L. Peña (IADIZA); 5 ♂♂ Piscicultura, XI-1979. col. L. Peña (CLP, MLP); 1 ♂ Constitución, col. Reiche (MHNS); 1 ♀ Lontué (MHNS); 1 ♀ El Radal, Cordillera Talca, 5/8-I-1951, 1300 m s.n.m., col. Peña-Barros (MHNS). BIO BIO: 2 ♂♂ Cordillera de Chillán (MHNS). SIN DATOS DE LOCALIDAD: 1 ♂ (MHNS); XII-1979, col. L. Peña (MHNS).

CONCLUSIONES

Al igual que en el estudio de las especies argentinas los caracteres aportados por los genitalia masculina y femenina son diagnósticos a nivel específico.

Sobre la base de estos caracteres y de la morfología externa se han podido reconocer dieciseis especies presentes en Chile. Dos de ellas compartidas con Argentina (*C. araucanus* y *C. curtisii*), las restantes son endémicas de Chile.

Las cinco especies que habitan el Norte Chico comparten estados de caracteres plesiomorfos en sus estructuras genitales con *C. striatus*, tales como el tamaño de la bursa de la espermateca y forma de la pieza copulatriz. Tres de estas especies (*C. pegnai*, *C. nuria* y *C. convexus*) podrían conformar un grupo monofilético puesto que comparten en forma exclusiva caracteres de la morfología externa, tales como la forma de la apófisis prosternal. A su vez las dos especies restantes del Norte Chico (*C. cylindricus* y *C. reichardti*) poseen caracteres exclusivos (callo humeral del élitro, pilosidad antenal) dentro del género lo cual las relacionaría como especies hermanas.

Todas las demás especies chilenas poseen estados apomorfos en las estructuras estructuras genitales que las relacionan con las especies argentinas.

Siete especies son reconocidas como nuevas: *Cnemalobus cylindricus, C. montanus, C. nuria, C. pulchellus, C. striatipennis y C. reichardti.*

AGRADECIMIENTOS

Deseo expresar mi gratitud a las siguientes personas: al Dr. Juan José Morrone por haber leido críticamente parte del manuscrito como así mismo al Dr. Axel Bachmann, Dra. María M. Cigliano, Dra. Analía Lanterí, Dr. Emilio

Maury y Dr. Arturo Roig Alsina por su ayuda en el esclarecimiento de no pocos problemas y a la Srta. Nelly Vittet por su valiosa y desinteresada ayuda en la corrección del manuscrito

De igual modo quiero agradecer a los responsables de las colecciones consultadas, por las facilidades acordadas para realizar el estudio

También deseo agradecer al CONICET y a las autoridades de la División Entomología de la Facultad de Ciencias Naturales y Museo de La Plata, quienes permitieron el uso de sus instalaciones para desarrollar los trabajos necesarios y a la National Geographic Society (NGS 3966-88; NGS 4662-91) por sus aportes para los viajes realizados.

LITERATURA CITADA

BLACKWELDER, R. E. 1944. Checklist of the coleopterous insects of Mexico, Central America, the West Indies, and South America. Part. 1. Bull. U.S. Natl. Mus., (*185*): 1-188.

BRITTON, E. B. 1970. Coleoptera (Beetles). Págs. 495-621. *In*: The Insects of Australia (Waterhouse D. F., ed.). Melbourne University Press, Canberra.

BRUCH, C. 1911. Catálogo sistemático de los Coleópteros de la República Argentina. Pars I. Familia Carabidae (Cicincelinae, Carabinae). Rev. Mus. La Plata, *17* (Segunda Serie, tomo IV): 143-180.

BRULLE, G. A. 1834. Histoire naturelle des Inséctes, 4. Coléoptères, *1*:1-479. Paris.

CABRERA, A. & A. WILLINK 1980. Biogeografía de América Latina. Monografía, *13*. Serie Biología. OEA.

CHAUDOIR, M. de 1835. Description de quelques genres et espèces des Carabiques nouveaux. Ann. Soc. Ent. France, *4*:429-448.

CSIKI, E. 1928. Coleopterorum Catalogus auspiciis et auxilio W. Junk. Carabidae; Mormolycinae, Harpalinae (Partes 97-98). S. Schenkling, Berlín W.

CURTIS, J. 1839. Descriptions, &c. of the insects collected by Captain P. P. King, R. N. F. R. S. & L. S. in the survey of the Straits of Magellan. Trans. Zool. Soc. London, *18*:181- 205.

CURTIS, J. 1845. Descriptions, &c. of the insects collected by Captain P. P. King, R. N. F. R. S. & L. S. in the survey of the Straits of Magellan. Trans. Zool. Soc. London, *19*: 441-475.

GEMMINGER M. & E. von HAROLD 1868. Catalogus Coleopterorum hucusque descriptorum synonymiscus et systematicus *1*: l- 424. Stumptu E. H. Gummi (ed.), Monachii.

GERMAIN, P. 1901. Apuntes entomolójicos. Datos sobre el jénero *Cnemalobus* (Guérin). An. Univ. Chile, 108: 115-192.

GERMAIN, P. 1911. Catálogo de los Coléopteros Chilenos del Museo Nacional. Bol. Mus. Nac. Chile, *3*(1):47-73.

GRAY, G. R. 1832. Notices of new genera and species. *In*: Griffth & Pidgeon, eds., The animal Kingdom arranged in conformity with its organizatíon by the Baron Cuvier, 14 (Insect. vol 1).

GUERIN-MENEVILLE, F. 1838. Inséctes du voyage de la Favorite. Mag. Zool., *8* (9): 1-80.

JEANNEL, R. 1955. L'édèage. Initiation aux recherches sur la systematique des coléoptères. Publ. Mus. Nat. Hist., *16*:1-155.

NEGRE, J. 1973. Una nueva especie de Carabidae (Coleoptera): *Cnemacanthus pegnai* nov. sp. de Chile. Rev. Chilena Ent., *7*:231-233.

PHILIPPI, F. 1887. Catálogo de los Coleópteros de Chile. An. Univ. Chile, *71*: 659-806.

PHILLIPI, R. A. 1864. Sobre algunos coleópteros nuevos de Chile de la familia de los melolontideos. An. Univ. Chile, 24:434-462.

PUTZEYST J. 1868. Les Broscides. Stet. Ent. Zeit., *29* (10-12): 305-379.

ROIG-JUÑENT, S. 1992. Revisión del género *Barypus* Dejean, 1828 (Coleoptera, Carabidae, Broscini). Parte III. Rev. Soc. ent. Arg., *50*(1-4):1-29.

ROIG-JUÑENT, S. (en prensa a) Cnemalobini, una tribu de Carabidae (Coleoptera) endémica de América del Sur. Acta Entom. Chilena, 20.

ROIG-JUÑENT, S. (en prensa b) Las especias argentinas de *Cnemalobus* Guérin-Ménéville. Gayana, Zool, *57* (2).

SOLIER, A. J. J. 1849. Orden III. Coleópteros. Págs. 105-380, 414-511. *In*, C. Gay (ed.) Historia física y política de Chile, Zoología 4. París.

WATERHOUSE, G. R. 1841. Descriptions of some new species of carabideous Insects, from the collection made by C. Darwin, Esq., in the Southern parts of S. America. Ann. Mag. Nat., Hist., *4*:354-362.

WATERHOUSE, G. R. 1842. On the names *Promecoderus, Cnemacanthus*, and *Odontoceslis*, as applied to certain genera of carabideous insects. Ann. Mag. Nat., Hist.,8: 205-207.

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 31-40

DESCRIPCION DE DOS NUEVAS ESPECIES DE *UROLEUCON* (HOMOPTERA: APHIDIDAE)

MIGUEL A. DELFINO [1]

RESUMEN

Se describen dos especies nuevas de áfidos halladas en la Argentina: *Uroleucon* (*Uroleucon*) *gochnatiae* sp.nov. sobre *Gochnatia glutinosa* (Don) Don y *Uroleucon* (*Lambersius*) *tessariae* sp. nov. sobre *Tessaria absinthioides* (Hook. et Arn.) DC.

ABSTRACT

Two new species of aphids are described from Argentina, *Uroleucon* (*Uroleucon*) *gochanatiae* sp. nov. from *Gochnatia glutinosa* (Don) Don, and *Uroleucon* (*Lambersius*) *tessariae* sp. nov. from *Tessaria absinthioides* (Hook. et Arn.) DC.

INTRODUCCION

El género *Uroleucon* agrupa especies de áfidos que colonizan Asteraceae (= Compositae), en su mayoría distribuídas en el Hemisferio Norte. En Sudamérica, la afidofauna aún permanece desconocida en su mayor parte; Blanchard (1939) y Essig (1953 y 1956) consideran varias especies, describiendo por primera vez la mayoría de ellas, lo que hace suponer que este género podría estar mejor representado en esta parte del continente de lo que habitualmente se estima.

En este trabajo se dan a conocer dos especies nuevas del género *Uroleucon*, colectadas en la provincia de Tucumán, sobre especies de plantas nativas del área.

[1]Cátedra de Entomología. Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, Universidad Nacional de Córdoba, Av. Vélez Sarsfield 299, 5000-Córdoba, Argentina.

(Recibido: 15 de febrero de 1993. Aceptado: 24 de mayo de 1993.)

UROLEUCON (*UROLEUCON*) *GOCHNATIAE* Delfino, sp. nov.

(Figs. 1-5; Tabla 1)

Hembra vivípara áptera.

Color. Especímenes vivos, verde oscuro con cabeza negra. Antenas, patas, sifones y cauda, negro. Especímenes aclarados con cabeza oscura, antenómeros I y II ligeramente más pigmentados; los restantes casi negros, a excepción de la porción basal del antenómero III, más clara. Rostro tan pigmentado como la cabeza, aunque los dos últimos rostrómeros más oscuros. Tórax claro con algunas áreas pleurales oscuras. Patas con coxas, trocánteres y porción basal de los fémures tan pigmentados como la porción basal del antenómero III; porción media y distal de los fémures más oscura, siendo la mitad anterior más pigmentada aún; tibias oscuras con extremos distales casi negros, como los tarsos, Abdomen claro con peritrema de los espiráculos oscuros; región tergal con escleritos escasamente pigmentados en los cuales se hallan las setas. Sifones uniformemente oscuros; cauda, como asi también las placas anal y genital, apenas menos pigmentadas que los sifones.

Caracteres morfológicos. Longitud del cuerpo (Fig.1), 1,92-2,49 mm. Cabeza (Fig.3) con frente sinuosa; tubérculos anteníferos poco desarrollados, apenas sobrepasan al tubérculo frontomedial. Setas sobre los tubérculos anteníferos, puntiagudas, 0,035-0,039 mm de longitud. Antenas con antenómeros I, II y III lisos, sin imbricaciones notorias; antenómero IV con imbricaciones débiles en la base y progresivamente más marcadas hacia el ápice, las que se continúan en los restantes antenómeros; proporciones entre los antenómeros III-VI, 100 (III): 77-91 (IV): 66-74 (V): 26-31 (base del VI) + 89-107 (proceso terminal del VI); antenómero III (Fig.2) con 8-14 sensorios secundarios dispuestos en hilera cubriendo los 2/3-4/5 de la superficie distal del antenómero; éste con setas puntiagudas, subiguales al diámetro basal del mismo, 0,027-0,031 mm de longitud. Relación entre el proceso terminal y la base en el antenómero VI, 3,17-3,70. Superficie dorsal de la cabeza con dos "pseudocelos", semejantes a sensorios secundarios con reborde en forma de anillo quitinoso, en algunos especímenes se observan sólo cicatrices en este lugar. Rostro llega hasta el tercer par de coxas; último rostrómero, 0,15-0,16 mm de longitud, subigual a la base del antenómero VI y 1,06-1,13 veces la longitud del distitarso del último par de patas, con 7-10 (generalmente 9) setas accesorias.

Protórax con un par de papilas marginales, más cortas que la mitad de la longitud de la seta adyacente; con base amplia y porción distal marcadamente cónica. Patas normales, con fémures y tibias posteriores, 0,31-0,39 y 0,64-0,75 veces la longitud del cuerpo, respectivamente; relación entre la longitud de la tibia y la del fémur, 1,92-2,30. Basitarso en los tres pares de patas con 3 setas (3:3:3).

Abdomen sin papilas marginales; setas tergales con ápice difuminado, ligeramente capitadas, la mayoría de ellas se hallan en escleritos escasamente pigmentados, los que no se fusionan en los tergitos VII y VIII. Setas del tergito VIII subiguales al ancho medio de los sifones, 0,058-0,066 mm de longitud y en número de 3-4. Esclerito antesifuncular membranoso con algunos escleritos pigmentados donde se hallan setas; el postsifuncular no evidente. Sifones subcónicos (Fig.4), relación entre el ancho basal y el subapical, 1,57-2,40; ligeramente curvados hacia afuera; 0,24-0,29 veces la longitud del cuerpo; 0,86-1,13 veces la longitud del antenómero III y 1,81-2,10 veces la longitud de la cauda; reticulados en su porción distal, relación entre la longitud del área reticulada y la del sifón 0,36-0,45; fuertemente imbricados inmediatamente por debajo de la zona reticulada; base de los sifones, lisa. Cauda lanceolada (Fig.5), relación entre la longitud total de la misma y su ancho basal, 1,69-2,00; con 2 pares de setas laterales, además de 2-5 setas subapicales más cortas. Placa genital subovalada con 2 setas en la región anterior del disco y 7-11 setas en el margen posterior.

Hembra vivípara alada. Desconocida.

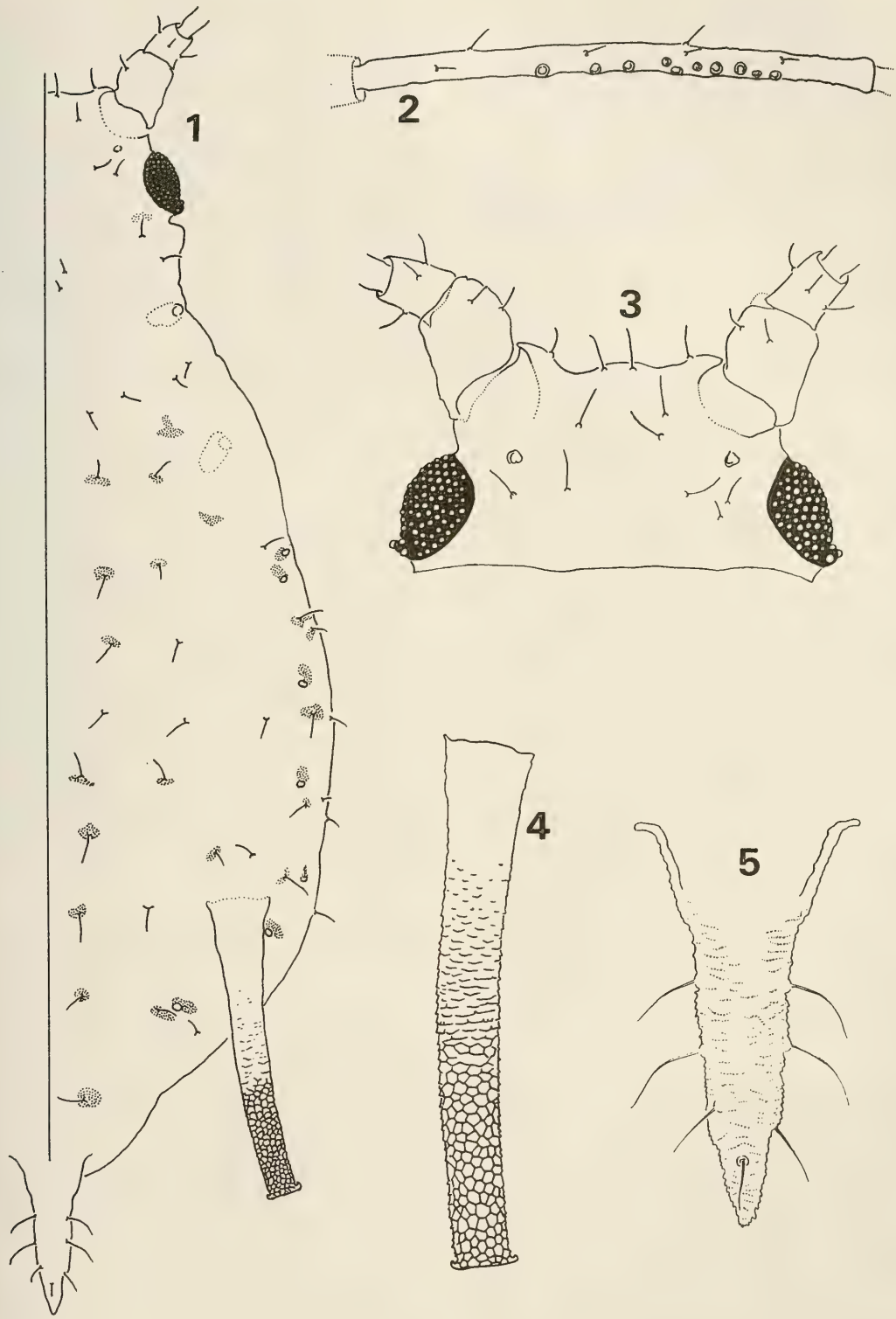
Material tipo. Holotipo: hembra vivípara áptera, ejemplar inferior de los dos ápteros de la preparación microscópica 88088e; sobre *Gochnatia glutinosa*; camino El Infiernillo-Amaicha del Valle, provincia de Tucumán (Argentina); 11-MAR-89; M.A.Delfin. Paratipos: 13 hembras vivíparas ápteras en 7 preparaciones microscópicas 88088a-g, con los mismos datos del holotipo.

El holotipo se deposita en la Cátedra de Entomología, Universidad Nacional de Córdoba. Los paratipos se distribuyen en la misma Institución y en el British Museum Natural History (Londres).

Comentarios

U. gochnatiae pertenece al subgénero *Uroleucon*, a pesar de su cauda oscura que también la relaciona con las especies del subgénero *Uromelan*. No obstante, es conocido que este carácter de coloración de la cauda es artificial y de valor relativo.

Desde el punto de vista morfológico, *U. gochnatiae* está relacionada con *Uroleucon tucumani* (Essig, 1953), pero puede distinguirse de ésta porque, en los sifones, la porción apical reticulada es mayor; en efecto, la relación entre el área reticulada y la longitud total del sifón varía entre 0,36 y 0,40; además, los individuos son de color verde con cauda oscura y colonizan *Gochnatia glutinosa*. Según Delfino (1991), en *U. tucumani* la relación entre el



Figuras. 1-5: *Uroleucon* (*Uroleucon*) *gochnatiae* sp. nov. Hembra vivípara áptera: 1, Vista dorsal (x100); 2, Antenómero III (x170); 3, Cabeza (x167); 4, Sifón (x175); 5, Cauda (x260).

área reticulada y la longitud total del sifón varía entre 0,20 y 0,29; los individuos de esta especie son de color negro con cauda clara y colonizan *Baccharis coridifolia* De Candolle.

Gochnatia glutinosa, la planta hospedante de *U. gochnatiae* pertenece a la familia de las Asteraceae, tribu Mutisieae, subtribu Gochnatinae. El género *Gochnatia* H.B.K. posee una distribución geográfica disyunta, agrupando un total de 66 especies; dos de estas especies son arbóreas paleotropicales, vegetando en las montañas del sudeste asiático. Todas las demás especies son neotropicales con centros importantes en las Antillas y en el sudeste de Brasil, y centros menores en México y los Andes tropicales. Sería muy aventurado opinar sobre el posible centro de origen de este género, sólo puede suponerse que se trata de un género muy antiguo con varias áreas secundarias de dispersión (Cabrera, 1971). *G.glutinosa*, de acuerdo a la descripción de Cabrera (1978), es un arbusto densamente ramoso de 1,0-1,5m de altura, con ramas jóvenes densamente hojosas, punteado-glandulosas, ligeramente pubescentes o glabras; sus flores son blancas o liláceas. Esta especie es conocida con los nombres vulgares de "sacanza", "acancio". Este arbusto es endémico del oeste de la Argentina desde Jujuy a Neuquén, habiendo sido recolectado en montañas no muy elevadas de las provincias de Jujuy, Salta, Tucumán, Catamarca, La Rioja, Mendoza, San Luis y Neuquén. En el centro de Chile existe otra especie, *Gochnatia foliolosa* (Don) Hook. et Arn., también endémica de esa zona, que junto a *G. glutinosa* forman la sección Pentaphorus de este género (Cabrera, 1971). Sería muy interesante estudiar los áfidos que tal vez colonizan esta planta y relacionarlos con *U. gochnatiae*.

U.gochnatiae forma colonias poco densas en las hojas implantadas hacia el extremo distal de las ramas. Sólo se encontraron hembras vivíparas ápteras; es probable que las formas aladas sean poco frecuentes como ocurre en algunas especies del género.

Todas las hembras ápteras recolectadas poseen pseudocelos, que son cicatrices redondeadas con bordes definidos y más o menos desarrolladas según los individuos; se localizan allí donde se encuentran los ocelos de las formas aladas. Holman (1971), menciona este detalle cuando describe a *Uroleucon pyrethri* diciendo que las ápteras poseen pequeños ocelos laterales o al menos trazas pigmentadas, por lo que consecuentemente, son ligeramente alatiformes. No describe las formas aladas, probablemente porque no fueron encontradas; esta especie fue colectada en Rusia a aproximadamente 2.000 msm. Posteriormente, Holman (1980), describe hembras vivíparas ápteras y aladas de *Uroleucon iranicum*, dibujando la cabeza de las ápteras con pseudocelos; esta especie fue colectada en Irán a 2.200msm. Teniendo en cuenta las características del ambiente donde vive *U. gochnatiae*; 2.500 msm, zona árida y ventosa en donde *G. glutinosa* es la especie vegetal dominante y endémica; es probable que *U. gochnatiae* se encuentre fuertemente adaptada a este ambiente, no siendo necesaria la producción de abundantes formas aladas para la dispersión de la especie; la presencia de pseudocelos en las ápteras podría ser una respuesta a las condiciones ecológicas de estos ambientes de zonas relativamente altas.

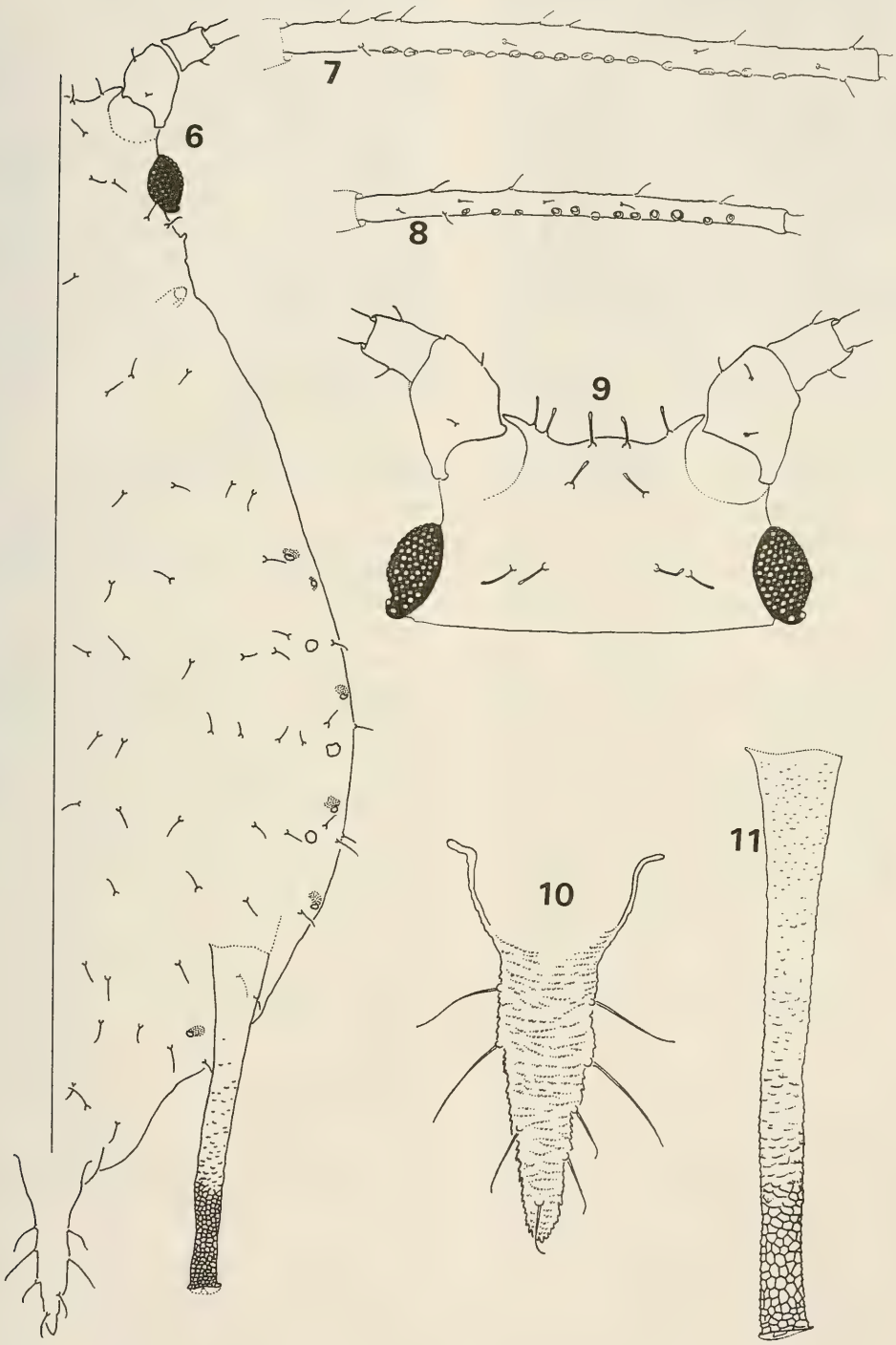
Es poco probable que *U. gochnatiae* colonice otras plantas, ya que casi todas las especies de este género son monófagas u oligófagas sobre especies vegetales pertenecientes al mismo género; además, como *G. glutinosa* es endémica de esta zona, podría pensarse que *U. gochnatiae* es una especie monoica y holocíclica.

UROLECON (*LAMBERSIUS*) *TESSARIAE* Delfino, sp. nov.

(Figs.6-11; Tabla 2)

Hembra vivípara áptera.

Color. Ejemplares vivos, verde claro con antenas negras y patas pardo oscuro; sifones negros. Ejemplares aclarados con cabeza clara igual que los antenómeros I, II y porción basal del III; los restantes fuertemente pigmentados. Rostro claro con los dos últimos rostrómeros pardo oscuros. Patas con coxas y trocánteres claros; fémures con porción basal clara, paulatinamente más pigmentados hacia el extremo distal; tibias oscuras con porción distal casi negra, como así también los tarsos. Abdomen completamente claro con sifones oscuros,



Figuras. 6-11: *Uroleucon* (*Lambersius*) *tessariae* sp.nov.: 6, Vista dorsal hembra vivípara áptera (x90); 7, Antenómero III hembra vivípara alada (x170); 8, Antenómero III hembra vivípara áptera (x135); 9, Cabeza hembra vivípara áptera (x160); 10, Sifón hembra vivípara áptera (x180); 11, Cauda hembra vivípara áptera (x225).

gradualmente menos pigmentados hacia la base, la cual es más oscura que el abdomen. Cauda amarillenta como las placas anal y genital.

Caracteres morfológicos. Longitud del cuerpo (Fig. 6), 2,12-3,07 mm. Cabeza (Fig. 9) con frente sinuosa, tubérculos anteníferos tan desarrollados como dos veces el frontomedial. Setas sobre los tubérculos anteníferos con ápice difuminado, ligeramente capitadas, 0,035-0,043mm de longitud. Antenas con antenómeros I, II y III lisos, sin imbricaciones notorias; antenómero IV con imbricaciones débiles en la base y progresivamente más marcadas hacia el ápice, las que se continúan en los restantes antenómeros; proporciones entre los antenómeros III - VI, 100 (III): 70-87 (IV): 60-74 (V): 17-24 (base del VI) + 104-129 (proceso terminal del VI); antenómero III con 9-15 sensorios secundarios dispuestos en hilera sobre la porción media del antenómero (Fig.8). Setas sobre el antenómero III con ápice difuminado y romo, ligeramente más cortas que el diámetro basal del mismo, 0,027-0,031mm de longitud. Relación entre el proceso terminal y la base en el antenómero VI, 5,50-6,61. Rostro llega hasta el tercer par de coxas; último rostrómero, 0,14-0,16mm de longitud, subigual a la base del antenómero VI y 0,89-1,05 veces la longitud del distitarso del último par de patas, con 8-9 setas accesorias.

Protórax con un par de papilas marginales de base amplia y porción distal cilíndrica, subiguales a la mitad de la longitud de la seta adyacente. Patas normales, con fémures y tibias posteriores, 0,31-0,37 y 0,56-0,69 veces la longitud del cuerpo, respectivamente; relación entre la longitud de la tibia y la del fémur, 1,70-1,91. Basitarso de los tres pares de patas con 3-5 setas, pudiendo presentar las siguientes combinaciones, 3:3:3; 3:4:3; 3:5:3; 4:4:4; 4:4:3; 4:4:5; 4:3:3; 4:3:4 y 5:5:3.

Abdomen con papilas marginales, subcirculares y poriformes, en los uritos II, III y IV, excepcionalmente en el I. Setas tergales con ápice difuminado, las del tergito VIII, 0,047-0,058mm de longitud, más cortas que el ancho medio de los sifones y en número de 4-7. Esclerito antesifuncular no evidente, el postsifuncular membranoso, con algunas estrías. Sifones (Fig.11), subcilíndricos con porción basal más ensanchada; 0,26-0,33 veces la longitud del cuerpo; 1,00-1,17 veces la longitud del antenómero III y 1,79-2,15 veces la longitud de la cauda; reticulados en su porción distal, relación entre el área reticulada y la longitud total del sifón, 0,22-0,28; con imbricaciones inmediatamente por debajo de la zona reticulada, paulatinamente menos marcadas hacía la porción basal lisa. Cauda lanceolada (Fig.10), en algunos ejemplares delgada de lados subparalelos, con 7-10 setas. Placa genital ovalada con 2 setas (a veces 3) en la región anterior del disco y 10-16 setas en el margen posterior.

Hembra vivípara-alada.

Color. Similar a la forma áptera pero con tórax pardo oscura. Abdomen claro, con escleritos marginales ahumados que tornan más evidentes a las papilas marginales localizadas en los mismos.

Caracteres morfológicos. Similares a la forma áptera, con setas sobre los tubérculos anteníferos, aproximadamente 0,027 mm de longitud. Antenómero III (Fig.7) con 14-17 sensorios secundarios dispuestos en hilera sobre casi toda la longitud del mismo, a excepción de la porción basal clara. Relación entre el proceso terminal y la base en el antenómero VI, 5,73-6,20. Rostro con 8-10 setas accesorias. Patas con fémures y tibias posteriores, 0,33-0,37 y 0,67-0,71 veces la longitud del cuerpo, respectivamente; relación entre la longitud de la tibia y la del fémur, 1,93-2,00. Sifones, 0,27-0,30 veces la longitud del cuerpo; 0,95-1,02 veces la longitud del antenómero III y 2,11-2,31 veces la longitud de la cauda; relación entre la superficie reticulada y la longitud total del sifón, 0,25-0,30. Cauda y placa genital como en la forma áptera.

Material tipo. Holotipo: hembra vivípara áptera, ejemplar inferior de los dos ápteros de la preparación microscópica 88085b; sobre *Tessaria absinthioides*; próximo ruinas de Quilmes, sobre el río Santa María, provincia de Tucumán (Argentina); 11-MAR-89; M.A. Delfino. Paratipos: 15 hembras vivíparas ápteras en 8 preparaciones microscópicas 88085a-b y

e-j; 3 hembras vivíparas aladas en 2 preparaciones microscópicas 88085c-d; todos con los mismos datos del holotipo.

El holotipo se deposita en la Cátedra de Entomología, Universidad Nacional de Córdoba. Los paratipos se distribuyen en la misma institución y en el British Museum Natural History (Londres).

Comentarios

Uroleucon tessariae pertenece al subgénero *Lambersius* Olive, bien representado en el continente americano. Según Holman (1981a), la gran mayoría de las especies de este subgénero viven sobre plantas pertenecientes a la tribu Astereae y constituyen un grupo homogéneo, evidentemente monofilético, con su centro evolutivo de especiación en Norteamérica y los Andes. Las pocas especies americanas que viven sobre otras tribus de asteráceas (Inuleae y Cynareae) parecen derivar de aquellas que viven sobre Astereae. En este sentido, mayores elementos de juicio podrían reunirse si se estudian en profundidad las especies presentes en Sudamérica, ya que en la Argentina y Chile se encontraron hasta el momento alrededor de 8 especies nativas, estimándose que existen muchas más aún no descubiertas.

Desde el punto de vista morfológico, *U. tessariae* está relacionada con *Uroleucon crepusisiphon* (Olive, 1965) y *Uroleucon manitobensis* Robinson, 1986. En la tabla 3, se consideran los principales caracteres que permiten diferenciar estas tres especies. Cabe destacar que *U tessariae* posee los sifones oscuros, gradualmente menos pigmentados hacia la base, por lo que resulta casi imposible establecer el límite preciso entre las zonas oscura y clara de cada sifón; lo que no ocurre en la mayoría de las especies conocidas del subgénero *Lambersius*.

Holman (1981b), revisa las especies de *Uroleucon* que colonizan asteráceas pertenecientes a la tribu Inuleae; comenta que la mayoría de ellas pertenecen a *Uroleucon* s. str. y menciona a *Uroleucon idahoense* (Miller, 1933) como la única especie perteneciente al subgénero *Lambersius* que coloniza Inuleae, la cual es solamente conocida en Estados Unidos de Norteamérica. *U. tessariae* difiere de *U. idahoense* porque presenta papilas marginales en el abdomen, la longitud del último rostrómero es 0,14-0,16mm, la de los sifones 0,71-0,89mm y vive sobre *T. absinthioides*; mientras que *U. idahoense* no posee papilas marginales en el abdomen, la longitud del último rostrómero es 0,16-0,18mm, la de los sifones 1,04mm y vive sobre *Anaphalis sp.*. Estos datos de *U. idahoense* fueron tomados de Robinson (1986), puesto que el material tipo de esta especie se halla perdido.

T.absinthioides, la planta hospedante de *U. tessariae*, pertenece a la familia de las Asteraceae, tribu Inuleae, subtribu Plucheineas Cabrera (1978). El género *Tessaria* Ruiz et Pav. comprende 7 u 8 especies sudamericanas, cuatro de éstas se hallan en la Argentina. *T. absinthoides* de acuerdo a la descripción de Cabrera (1939), es un arbusto cano-tomentoso, con raíces gemíferas y tallos erectos de 1,0-1,5m de altura; hojas aserradas; capítulos violados, con numerosas flores. Esta especie es conocida con los nombres vulgares de "brea", "pájaro bobo", "suncho negro". Este arbusto es frecuente en los suelos arenosos, algo húmedos, de Bolivia, Uruguay, Chile y Argentina desde Jujuy hasta Chubut, a veces crece en las dunas litorales del Atlántico, donde constituye un elemento fijador bastante importante, y otras en los cauces arenosos, secos la mayor parte del año, de los ríos mediterráneos; ha sido colectada en las provincias de Jujuy, Salta, Tucumán, Santiago del Estero, Catamarca, San Luis, San Juan, Mendoza, Buenos Aires, Neuquén, Rio Negro y Chubut. Se la ha colectado hasta los 2.600 msm. en la provincia de Tucumán. *U. tessariae* colonizan los brotes y el raquis de las inflorescencias de su planta hospedante, donde forma colonias densas y móviles, pues se dispersan con facilidad ante movimientos extraños. Es probable que esta especie sea monoica y tal vez holocíclica en las zonas altas donde se encuentra su planta hospedante.

LITERATURA CITADA

BLANCHARD, E. E. 1939. Estudio sistemático de los afidoideos argentinos. Physis (Buenos Aires), *17*: 857-1003.

CABRERA, A. L. 1939. Las especies argentínas del género *"Tessaria"*. Lilloa, *4*: 181-189.

CABRERA, A. L. 1971. Revisión del género *"Gochnatia"* (Compositae). Rev. Mus. La Plata (N-S.) Bot., *12*: 1-160.

CABRERA, A.L. 1978. Flora de la provincia de Jujuy, República Argentina. Parte X-Compositae. Colección Científica del INTA, Buenos Aires, 726 pp:

DELFINO, M.A. 1991. A new species of *Uroleucon* (*Uroleucon*) and comments on *Uroleucon* (*Uroleucon*) *tucumani* (Essig) (Homoptera:Aphididae). Pan-Pacific Entomologist, *67* (3): 216-221.

ESSIG, E.O. 1953. Some new and noteworthy Aphidae from western and southern South America. Calif. Acad. Sci. Proc., *21* (3): 59164-

ESSIG, E.O. 1956. Some South American aphids from Paraguay (Homoptera:Aphidae). Pan. Pac. Entomol., *32*: 186-187.

HOLMAN, J. 1971. Two new *Uroleucon* species (Homoptera, Aphididae) from the USSR. Acta ent. Bohemoslov, *71*: 20-26.

HOLMAN, J. 1980. *Uroleucon iranicum* sp. n. (Homoptera, Aphididae) from Iran. Acta ent. Bohemoslov., *17*: 322-327.

HOLMAN, J. 1981a. One new and one little known mediterranean *Uroleucon* species on *Inula* (Homoptera, Aphididae). Acta ent. Bohemoslov., *78*: 43-52.

HOLMAN, J. 1981b. A review of *Uroleucon* species (Homoptera, Aphididae) confined to Asteraceae: Inuleae. Acta ent. Bohemoslov., *78*: 162-176.

OLIVE, A.T. 1965. A new subgenus and two new species of *Dactynotus* (Homoptera:Aphididae). Ann. ent. Soc. Am., *58*: 284-289.

ROBINSON, A.G. 1986. Annotated list of *Uroleucon* (*Lambersius*) (Homoptera:Aphididae) of America North of Mexico, with a key and descriptions of new species. Can. Ent., *118*: 559-576.

TABLA 1

UROLEUCON (UROLEUCON) GOCHNATIAE SP. NOV. DATOS BIOMÉTRICOS DE HEMBRAS VIVÍPARAS ÁPTERAS.

CUE	TIB	FEM	CAU	SIF	RET	III	IV	V	BAS	PT	ROS	TAR	DIII	LS3	ST8	NS8	SR	SC	SS	PC
1.95	1.44	.75	.29	.57	.25	.57	.50	.40	.16	.57	.16	.14	.027	.027	.066	3	--	9	12/12	2+10
2.24	1.62	.77	.29	.56	.22	.60	.46	.40	.16	.54	.16	.13	.027	.031	.062	4	6	7	11/11	2+7
2.15	1.42	.74	.27	.52	.20	.56	.43	.39	.16	.55	.16	.13	.027	.027	.062	3	10	7	12/10	2+8
2.06	1.50	.78	.28	.57	.23	.59	.50	.42	.16	.56	.16	.14	.027	.027	.062	3	7	6	8/11	2+9
2.18	1.47	.77	.29	.55	.22	.60	.46	.39	.15	.56	.15	.14	.027	.027	.058	3	9	8	10/13	2+10
2.15	1.50	.75	.29	.54	.21	.60	.50	.41	.16	.57	.16	.13	.027	.031	.058	3	9	8	11/11	2+9
2.49	1.62	.83	.29	.62	.22	.63	.49	.42	.16	.56	.16	.14	.027	.023	.066	3	7	8	14/12	2+10
2.15	1.44	.74	.29	.61	.25	.54	.47	.38	.16	.58	.16	.13	.027	.031	.055	4	9	9	11/9	2+9
2.21	1.65	.83	.30	.61	.26	.62	.51	.42	.15	.61	.15	.14	.027	.031	.066	4	9	8	10/10	2+10
2.03	1.36	.71	.26	.48	.21	.55	.44	.38	.15	.54	.15	.13	.027	.027	.058	4	8	6	11/10	3+11
1.93	1.42	.71	.26	.48	.21	.56	.46	.38	.14	.57	.14	.13	.027	.031	.066	4	9	8	10/8	2+8
2.18	1.56	.68	.32	.63	.25	.65	.53	.44	.16	.62	.16	.14	.031	.031	0.55	3	9	8	11/12	2+11
2.24	1.47	.77	.29	.56	.23	.56	.51	.41	.15	.58	.15	.14	.027	.031	.058	4	10	7	12/10	2+10
2.24	1.44	.75	.29	57	.22	.56	.48	.37	.16	.56	.16	.14	.027	.031	.062	4	9	8	11/12	2+10

Referencias. CUE: longitud del cuerpo; TIB: longitud de la tibia posterior; FEM: longitud del fémur posterior; CAU: longitud de la cauda; SIF: longitud de los sifones; RET: longitud de la superficie reticular de los sifones; III: longitud del antenómero III; IV: longitud del antenómero IV; V: longitud del antenómero V; BAS: longitud de la base del antenómero VI; PT: longitud del proceso terminal del antenómero VI; ROS: longitud del rostro; TAR: longitud del distitarso posterior; DIII: diámetro del antenómero III; LS3; longitud de la seta del antenómero III; ST8: longitud de la seta del tergito VIII; NS8: número de setas accesorias en el último rostrómero; SC: número de setas en la cauda; SS: número de sensorios secundarios en el antenómetro III; PG: número de setas en la placa genital.

TABLA 2

UROLEUCON (LAMBERSIUS) TESSAIRIAE SP. NOV. DATOS BIOMÉTRICOS DE HEMBRAS VIVÍPARAS ÁPTERAS

CUE	TIB	FEM	CAU	SIF	RET	III	IV	V	BAS	PT	ROS	TAR	DIII	LS3	ST8	N S8	SR	SC	SS	PG
2.98	1.77	.94	.42	.78	.20	.70	.61	.48	.13	.79	.16	.15	.035	.027	.047	4	8	9	10/10	2 + 12
2.65	1.65	.91	.36	.75	.17	.74	.52	.45	.14	.77	.15	.16	.035	.031	.051	6	8	9	12/11	3 + 12
2.86	1.67	.88	.40	.75	.18	.70	.58	.48	.14	.75	.15	.16	.035	.027	.051	6	8	7	11/11	2 + 11
2.74	1.68	.91	.38	.75	.18	.71	.57	.48	.14	.83	.15	.16	.035	.031	.051	6	8	9	9/9	2 + 10
3.04	1.74	.94	.42	.81	.22	.70	.58	.48	.14	.74	.16	.16	.035	.031	.051	4	9	7	13/11	2 +15
3.01	2.01	1.09	.45	.89	.22	.85	.73	.63	.17	1.03	.16	.18	.035	.031	.058	5	9	8	13/13	2 + 13
2.95	1.65	.97	.39	.81	.19	.73	.60	.49	.14	.82	.14	.16	.035	.027	.055	5	9	8	10/10	2 + 12
2.45	1.68	.91	.38	.73	.19	.73	.57	.49	.15	.85	.15	.15	.035	.031	.055	5	9	8	12/11	2 + 14
3.07	1.98	1.03	.44	.84	.22	.82	.64	.57	.17	.86	.16	.16	.035	.031	.058	5	8	9	13/15	2 + 16
3.04	1.83	.97	.42	.80	.21	.75	.63	.50	.13	.84	.15	.15	.035	.031	.051	4	9	8	9/9	2 + 12
2.80	1.71	.91	.41	.73	.20	.69	.56	.45	.13	.77	.16	.16	.035	.031	--	5	9	9	9/11	3 + 11
2.12	1.62	.88	.33	.71	.24	.67	.55	.45	.13	.80	.14	.15	.035	.031	.058	5	8	8	8/10	2 + 10
3.04	1.89	1.05	.41	.83	.20	.77	.62	.57	.19	.91	.15	.16	.039	.035	.058	7	9	10	11/12	2 + 10
2.71	1.74	.94	.36	.77	.22	.71	.62	.51	.15	.92	.15	.15	.035	.031	.058	6	10	8	11/10	2 + 10
2.62	1.68	.88	.37	.71	.19	.67	.54	.47	.14	.82	.15	.15	.035	.035	.058	6	8	7	11/10	2 + 10
2.71	1.64	.87	.32	.71	.18	.67	.51	.44	.14	.77	.15	.15	.035	.031	.051	4	8	7	9/11	2 + 10

TABLA 3
PRINCIPALES CARACTERES COMPARATIVOS DE *U. TESSARIAE*, *U. CREPUSISIPHON* Y *U. MANITOBENSIS*.
HEMBRAS VIVÍPARAS ÁPTERAS

CARACTER	*U. TESSARIAE*	*U.CREPUSISIPHON*	*U. MANITOBENSIS*
Longitud Sifón	0,71 - 0,89	0,39 - 0,55	0,52 - 0,74
Longitud Cauda	0,33 - 0,45	0,32 - 0,45	0,46 - 0,59
Longitud Ultimo Rostrómero	0,14 - 0,16	0,14 - 0,17	0,12 - 0,13
Longitud Base Antenómetro VI	0,13 - 0,17	0,15 - 019	0,17 - 0,21
Long. Proceso Terminal Ant. VI	0,74 - 1,03	1,08 - 1,15	0,92 - 1,21
Longitud Basitarso	0,15 - 0,16	0,11 - 0,13	0,17 - 0,19
Long. Sifón/área Reticulada	0,22 - 0,28	0,10 - 0,20	0,33
Papilas Marginales en Uritos	II -IV	II - V	II - V
Planta Hospedante	*Tessaria absinthioides*	*Aster spp.*	*Aster sp.*

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 41-45

HERMETISMO EN SOCIEDADES MIXTAS DE HORMIGAS (HYMENOPTERA:FORMICIDAE) EN NIDOS ARTIFICIALES[1]

JOAQUIN H., IPINZA-REGLA[2], CECILIA CARBONELL[2]
Y MARIA A. MORALES[2]

RESUMEN

Se analiza el hermetismo entre una sociedad de *Camponatus morosus*, otra de *Brachymyrmex giardii* y una sociedad mixta de *Camponotus morosus* + *Brachymyrmex giardii* obtenidas desde su ambiente natural, las que fueron instaladas en nidos artificiales en el laboratorio. Se hicieran experiencias de transferencia midiéndose una serie de unidades conductuales: exploración antenal, abertura mandibular, apercollamiento, flexión de abdomen, simulación de picadura, movimientos bruscos de retroceso, lucha y transporte de la intrusa. Se realizó una descripción estadística del tiempo de latencia de presentación de los eventos conductuales y una comparación entre los tipos de transferencia mediante la prueba de Kruskal Wallis.

ABSTRACT

Closure between societies of *Camponotus morosus, Brachymyrmex giardii*, and a mixed society of *Camponotus morosus* and *Brachymyrmex giardii*, obtained from nature, was studied in artificial nests. Ants of one colony were introduced into other colonies, observing antennal exploration, mandibular openning, snatching, dorsal or ventral abdominal flexion and expulsion of the intruder. Statistical descriptions of the time of presentation of the events and relations with the species involved were done using Kruskal Wallis.

INTRODUCCION

En las hormigas como en otros insectos sociales-termites, avispas, abejas las sociedades son consideradas herméticas; no aceptan individuos "intrusos" en sus nidos, de tal manara que podemos deducir que existe un mecanismo de identificación que permite a las obreras discriminar sobre los miembros de su propia sociedad versus individuos de sociedades extrañas (Jaisson, 1975). A comienzos de este siglo, se pudo comprobar que esta discriminación está basada en un tipo de información química (Bagnères *et al.*, 1991.).

No obstante, se ha observado en algunos casos que hormigas pertenecientes a nidos vecinos son acogidos sin ningún tipo de rechazo (Errard y Jaisson, 1984). Más interesante es el caso de observar, en la naturaleza, asociaciones de hormigas heteroespecíficas conviviendo en un mismo nido, constituyendo sociedades mixtas (Errard, 1986).

Esto último nos indujo a realizar algunas observaciones referente al comportamiento que hormigas, tanto de nidos simples como de nidos mixtos, presentan en un ambiente artificial.

El objetivo específico del presente trabajo será verificar el hermetismo entre sociedades de *Camponotus morosus* Smith, 1858 y *Brachymyrmex giardii* Emery, 1894, y so-

[1]Financiado por FONDECYT Proyecto 92-959
[2] Laboratorio de Zoología y Etología Experimental, Fac. Ciencias Veterinarias y Pecuarias, Universidad de Chile, Casilla 2, Santiago (15) - Chile.
(Recibido: 3 de marzo de 1993. Aceptado: 15 de diciembre de 1993)

ciedades mixtas de *C. morosus* y *B. giardii* obtenidas en la naturaleza.

MATERIALES Y METODOS.

A fin de analizar el hermetismo entre una sociedad de *Camponotus morosus, Brachymyrmex giardii* y una sociedad mixta de *C. morosus* + *B. giardii* se trabajó con ejemplares de hormigas de cuatro sociedades: dos sociedades correspondientes a *C. morosus*, ubicadas a una distancia de 100 metros entre ellas (Nido A y Nido B); una sociedad de *B. giardii* (Nido C), y una sociedad mixta de *C. morosus* + *B. giardii* (Nido D), las que fueran recolectadas en diferentes zonas del matorral precordillerano ubicado en San Carlos de Apoquindo, 20 kilómetros al Este de Santiago. Cada nido contó con un número de 60 individuos con sus respectivos huevos y larvas, los que posteriormente fueron instalados en el laboratorio en sus respectivos nidos artificiales. Estos, estructuralmente, constan de un área de residencia (nido propiamente tal) de 9 x 9 x 9 centímetros, un dispositivo como fuente de humedad para el nido, de las mismas dimensiones y un área de exploración y forrajeo de 35 x 20 x 10 centímetros (Ipinza *et al 1991).*

La dieta artificial consistió en pulpa de manzana mezclada con miel (Dejean, 1986), y además trozos de pollo crudo como fuente proteica (Ipinza *et al.*, 1991).

La temperatura ambiental se mantuvo en 20° +/-2°C. y una humedad relativa de 45% a 50%. Las 12 horas luz se proveyeron con tubos fluorescentes y difusores blancos (Cosens & Toussaint, 1985).

Para el marcaje de las hormigas, se utilizó el método descrito por Fresneau y Charpin (1977) y probado por Ipinza *et al.* (1992) en *C. morosus*.

Después de tres semanas de permanencia de las hormigas en las nuevas condiciones de laboratorio, se procedió a realizar la siguiente experiencia.

- Hormigas del nido A (*C. morosus*), fueron transferidas, de una en una hasta completar un número de 10 hormigas por observación, a los nidos: B (otra sociedad de *C. morosus* distante a 100 metros) (Grupo I), nido C (*B. giardii*) (Grupo II), y nido D (nido mixto: *C. morosus* + *B. giardii*) (Grupo Ill).
- Hormigas del nido C *(B. giardii)*, fueron transferidas al nido A (*C. morosus*) (Grupo IV), usando el mismo preocedimiento que en el caso anterior.
- Hormigas *B. giardii* del nido D (nido mixto). fueron transferidas al nido A (*C. morosus*) (Grupo V).
- Por último, hormigas *C. morosus* del nido D (nido mixto), fueron transferidas al nido A (*C. morosus*) (Grupo VI).

A fin de apreciar el hermetismo entre las sociedades en estudio se midieron los tiempos de latencia entre las siguientes unidades conductuales: exploración antenal, abertura mandibular, flexión de abdomen, simulación de picadura, movimientos bruscos de retroceso, lucha, transporte de la intrusa y muerte; descritas por De Vroey y Pasteels (1978); Fresneau (1980).

Con los datos obtenidos se realizó una descripción estadística del tiempo de latencia de presentación de los eventos conductuales en la transferencia de las hormigas de su propio nido al nido de las demás receptoras. Además, se realizó una comparación del tiempo de latencia de presentación de los eventos conductuales entre los tipos de transferencia mediante la prueba de Kruskal Wallis (Hollander y Wolfe, 1973) y como prueba de comparaciones múltiples la prueba de Dunn (Hollander y Wolfe, 1973).

RESULTADOS.

En la tabla 1, donde se describen los tiempos de latencia de las conductas desencadenadas luego de la transferencia de individuos homoespecíficos, desde el nido A al nido B, y que ha sido designado como Grupo I, se observa que se manifiestan un total de 7 eventos, siendo los más frecuentes exploración antenal y abertura mandibular, cuyos tiempos de latencia promedio son muy similares; también se presenta apercollamiento con una frecuencia parecida pero con un tiempo de latencia mayor a los anteriores.

El número de reacciones que presenta *B. giardii* (nido C) frente a la introducción de una hormiga de otra especie como *C. morosus*

proveniente del nido A (Grupo II) muestra desde la ausencia de respuesta hasta la manifestación de 4 eventos ante la presencia de una "intrusa". El tiempo promedio de latencia de exploración antenal superior a un minuto, evidencia un largo periodo de reconocimiento, el de mayor duración registrado en este trabajo. (tabla 2).

Cuando se transfieren hormigas de *C. morosus* (nido A) provenientes de un nido individual a un nido mixto (nido D), Grupo III, se manifiestan desde 2 hasta 7 eventos. Es en esta forma de traslado la única en la cual se presentaron todos los eventos conductuales conocidos, incluso trasporte y muerte de la "intrusa", eventos que no fueron observados en ninguno de los otros grupos en este estudio. Nuevamente los más frecuentes son la exploración antenal y la abertura mandibular, siguiéndole la flexión de abdomen y simulacro de picadura (tabla 3).

En la tabla 4, se presentan los resultados de la transferencia de una *B. giardii* (nido C) originaria de un nido individual a un nido también individual de *C. morosus* (nido A), Grupo IV. Se observa escasa respuesta de *C. morosus* la que se presenta principalmente con conductas de exploración antenal y abertura mandibular.

La transferencia de *B. giardii*, proveniente de un nido mixto (nido D) a un nido de *C. morosus* (nido A), Grupo V, repite la muy escasa reacción de parte de *C. morosus*, ya observada en el grupo anterior. Sólo frente a la transferencia de dos de las diez *B. giardii*, se evidenció los eventos emploración antenal y abertura mandibular, las que han sido consideradas actitudes de reconocimiento (Ipinza *et al.*, 1991). El tiempo de latencia promedio fue de 30,5 segundos con una desviación estándar de 36; esta alta variabilidad se debe a que frente a una de las "intrusas" la reacción en el nido receptor fue inmediata, en cambio frente a la otra, la reacción se produjo al minuto de haber sido introducida (tabla 5).

Lo observado en la transferencia de hormigas *C. morosus* provenientes de un nido mixto (nido D) a un nido individual de *C. morosus* (nido A), Grupo VI, confirma que la respuesta frente a la presencia de unas hormiga de la misma especie es intensa, observándose distinto tipo y número de reacciones. En la tabla 6 se observa, al igual que en la tabla 1, la presencia de una gran cantidad de eventos, con excepción de transporte de la "intrusa" y muerte. Notoria es la alta variabilidad presentada por la conducta apercollamiento.

La tabla 7, que sintetiza los eventos observados en las diferentes formas de transferencia, muestra que exploración antenal y abertura mandibular son eventos conductuales siempre presentes. Esta tabla muestra además, que al comparar mediante la prueba de Kruskal Wallis el tiempo de latencia de los eventos conductuales entre los diferentes grupos, la exploración antenal difiere significativamente; y según las prueba de Dunn, esta diferencia se produce entre el Grupo II con los grupos I, III, IV y VI. Estos mismos resultados se repiten para abertura mandibular. En el Grupo II la reacción de *B. giardii* es más lenta frente a la transferencia de *C. morosus* que las que presenta *C. morosus* frente a individuos de su misma especie como frente a *B. giardii*

Apercollamiento demostró diferencias significativas, aún cuando no se pudo verificar entre que grupos se producían estas diferencias.

En el tiempo de presentación del evento flexión del abdomen, en el que se diferencia el Grupo I del II y del IV y el Grupo II del III, se constata que la respuesta de *B. giardii* frente a *C. morosus* es más lenta que la respuesta entre *C. morosus*, ya sea provengan de nidos individuales a mixtos. Por otra parte, la reacción de *C. morosus* de nido individual frente a *B. giardii* (también de nido individual) es mucho más lenta que aquélla frente a *C. morosus*.

En relación a lucha, simulacro de picadura y movimientos bruscos de retroceso no se producen diferencias significativas de estos eventos entre los diferentes grupos.

En estas comparaciones no se incluyó transporte ni muerte de la "intrusa" por ser eventos que se manifiestan únicamente en el Grupo III.

CONCLUSIONES

- *Camponotus morosus* es una especie hermética frente a individuos homoespecíficos porque presenta un alto número de conductas que significan rechazo y además un bajo periodo de latencia en la aparición de los eventos conductuales.

- *Camponotus morosus* es aparentemente indiferente frente a la transferencia de otra especie como *Brachymyrmex giardii*, provemiente de un nido mixto, lo que podría indicar que la presencia de hormigas de diferentes especies en un mismo nido provocaría un efecto protector de la "intrusa" la que es menos rechazada cuando proviene de un nido mixto que de un nido individual.

- El tiempo de latencia de los eventos conductuales: exploración antenal, abertura mandibular y flexión del abdomen, difiere significativamente entre los distintos grupos de transferencia.

LITERATURA CITADA

BAGNERES, A.G.; ERRARD, C.; MULHEIM, C.; JOULIE, C. 1991. Induced mimicry of colony odors in ants. J. Chem. Ecol., *17*:1641-1664.

COSENS, D. & TOUSSAINT, N. 1985. An experimental study of the foraging strategy of the wood ant *Formica aquilonia*. Animal Behav., *33*: 541-552.

DEJEAN, A. 1906. Étude du comportement de prédation dans le genre *Strumigenys* (Myrmicinae). Insectes Sociaux, *33* (4): 388-405.

DE VROEY, C. & PASTEELS, J.M. 1978. Agonistic behavior of *Myrmica rubra*. Insectes Sociaux, 25(3):247-265.

ERRARD, C. 1996. Artificial mixed colonies: a model for the investigation of colony odors in ants. In: The individual and society. Ed. Passera Luc & Lachaud J.F., Privat, I.E.C., Toulouse pp: 55-66.

ERRARD, C. & JAISSON, P. 1984. Études des relations sociaux dans les colonies mixtes hétéroespécifiques chez les fourmis. Folia Entomol. Mexicana, *61*:135-146.

FRESNEAU, D. 1980. Fermeture des sociétes et marquage territorial chez les fourmis ponerines du genre *Neoponera*. Biol. Ecol. Medit., *7*:205-206.

FRESNEAU, D. & CHARPIN, A. 1977. Une solution photografique au problème du marquage individuelle des petites insectes. Ann. Soc. Entom. Fr., *13*:1-15.

HOLLANDER, M. & WOLFE, D. 1973. Non parametric statistical methods. John Wiley and sons. New York.

IPINZA, J.; LUCERO, A. & MORALES, M.A. 1991. Hermetismo en sociedades de *Camponotus morosus* Smith, 1858 (Hymenoptera: Formicidae) en nidos artificiales. Rev. Chilena Ent., *19*:29-38.

IPINZA, J.; MARTINEZ, J. & SOLORZA, J. 1992. Marcaje de *Camponotus morosus* Smith, 1858 (Hymenoptera: Formicidae) según la técnica de Fresneau y Charpin. Acta Entom. Chilena, *17*:237-239.

JAISSON, P. 1975. L'imprégnation dans l'ontogenese des comportements de soins au cocons chez la jeune fourmi rousse *Formica polyctena*. Behaviour, *52*:1-37.

TABLA 1
DESCRIPCIÓN ESTADISTICA DEL TIEMPO DE LATENCIA DE LOS EVENTOS CONDUCTUALES DESENCADENADOS POR LA TRANSFERENCIA DE *C. MOROSUS* (NIDO A) A OTRO NIDO DE *C. MOROSUS* (NIDO B).

Evento	Tiempo de latencia		
	No.	Media (seg.)	D.E. (seg.)
Exploración antenal	10	13,9	12,6
Abetura mandibular	9	15,3	12,4
Apercollamiento	9	32,7	30,9
Flexión abdomen	4	48,0	31,8
Simulacro picadura	7	53,5	32,9
Movimientos b. retroceso	5	42,6	43,9
Lucha	7	57,4	46,3

D.E.= Desviación estándar

TABLA 2
DESCRIPCIÓN ESTADÍSTICA DEL TIEMPO DE LATENCIA DE LOS EVENTOS CONDUCTUALES DESENCADENADOS POR LA TRANSFERENCIA DE *C. MOROSUS* (NIDO A) A NIDO DE *B. GIARDII* (NIDO C).

Evento	Tiempo de latencia		
	No.	Media (seg)	D.E.(seg)
Exploración antenal	4	103,8	14,2
Abertura mandibular	5	85,0	43,7
Apercollamiento	2	48,2	38,9
Flexión abdomen	5	64,0	33,7
Simulacro picadura	2	81,0	50,9
Lucha	2	30,0	18,4

D.E.= Desviación estándar

TABLA 3.
DESCRIPCIÓN ESTADÍSTICA DEL TIEMPO DE LATENCIA DE LOS EVENTOS CONDUCTUALES DESENCADENADOS POR LA TRANSFERENCIA DE *C. MOROSUS* (NIDO A) A NIDO MIXTO (NIDO D).

Evento	Tiempo de latencia		
	No.	Media (seg.)	D.E. (seg.)
Exploración antenal	10	18,0	16,3
Abertura mandibular	10	18,0	16,3
Apercollamiento	4	59,8	32,5
Flexión abdomen	8	30,9	44,8
Simulacro picadura	8	31,9	20,7
Movimiento b. retroceso	1	15,0	-
Lucha	7	37,6	25,9
Transporte de la intrusa	1	2,0	-
Muerte	2	13,5	16,3

D.E.= Desviación estándar

TABLA 4.
DESCRIPCIÓN ESTADÍSTICA DEL TIEMPO DE LATENCIA DE LOS EVENTOS CONDUCTUALES DESENCADENADOS POR LA TRANSFERENCIA DE *B. GIARDII* (NIDO C) A NIDO DE *C. MOROSUS* (NIDO A).

Evento	Tiempo de latencia		
	No.	Media (seg.)	D.E. (seg.)
Exploración antenal	9	27,1	14,9
Abertura mandibular	9	27,1	14,9
Flexión abdomen	1	38,0	-
Movimientos b. retroceso	3	46,0	55,5

D.E.= Desviación estándar

TABLA 5.
DESCRIPCIÓN ESTADÍSTICA DEL TIEMPO DE LATENCIA DE LOS EVENTOS CONDUCTUALES DESENCADENADOS POR LA TRANSFERENCIA DE *B. GIARDII* (NIDO MIXTO) A NIDO DE *C. MOROSUS* (NIDO A).

Evento	Evento Tiempo de latencia		
	No.	Media (se.)	D.E. (seg.)
Eploración antenal	2	30,5	36,1
Abertura mandibular	2	30,5	36,1

D.E.= Desviación estándar

TABLA 6
DESCRIPCIÓN ESTADÍSTICA DEL TIEMPO DE LATENCIA DE LOS EVENTOS CONDUCTUALES DESENCADENADOS POR LA TRANSFERENCIA DE *C. MOROSUS* (NIDO MIXTO) A NIDO INDIVIDUAL DE *C. MOROSUS* (NIDO A).

Evento	Tiempo de latencia		
	No.	Media (seg.)	D.E. (seg.)
Exploración antenal	10	10,1	10,5
Abertura mandibular	10	10,1	10,5
Apercollamiento	8	91,4	150,9
Flexión abdomen	2	69,0	9,9
Simulacro picadura	6	58,0	34,9
Movimientos b. retroceso	3	34,0	17,5
Lucha	8	32,9	22,7

D.E.= Desviación estándar

TABLA N°7
COMPARACIÓN DEL TIEMPO DE LATENCIA DE LOS EVENTOS CONDUCTUALES ENTRE TIPOS DE TRANFERENCIA MEDIANTE KRUSKAL WALLIS. (RANGOS MEDIOS Y VALORES DE H)

	GRUPOS						
Evento	I	II	III	IV	V	VI	H
Expl. antenal	18,6	41,5	17,8	22,6	25,5	14,9	18,12 (*)
Abert. mandibular	19,8	36,8	17,1	29,9	24,8	13,8	15,31 (*)
Apercollamiento	10,2	14,5	16,7	n.o.	n.o.	12,3	8,13 (*)
Flex. abdomen	9,1	20,2	10,1	38,8	n.o.	21,5	31,97 (*)
Sim. picadura	10,4	16,5	8,8	n.o.	n.o.	17,0	4,57
Mov. b. retroceso	7,0	n.o.	3,0	5,8	n.o.	7,5	1,37
Lucha	14,3	11,8	12,1	n.o.	n.o.	11,5	0,65

H = índice de Kruskal Wallis; (*) = diferencias significativas entre grupos; n.o. = conducta no observada en el grupo

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 47-56

FOUR NEW LARVAL MITES (ACARI: TROMBIDIIDAE: EUTROMBIDIINAE) ECTOPARASITIC ON CARABIDS (INSECTA: COLEOPTERA: CARABIDAE).

RYSZARD HAITLINGER[1]

ABSTRACT

Four species are described as new for science: *Beronium marittae* n. sp. from Chile found on *Ceroglossus sybarita, C. darwini, C. valdiviae* und *C. suturalis; B. sorayae* n. sp. from China found on *Carabus grandis; B. lubomirae* n. sp. from Sumatra and Madagascar found on *Pheropsophus javanus* and *P. discicollis* and *B. veronicae* n. sp. from Canary Islands (Teneriffe) found on *Licinopsis alternans*. A key for the genus *Beronium* is given.

RESUMEN

Se describen 4 nuevas especies: *Beronium marittae* n. sp. capturado en Chile sobre *Ceroglossus sybarita, C. darwini, C. valdiviae* y *C. suturalis; B. sorayae* n. sp. capturado en China sobre *Carabus grandis*; *B. lubomirae* n. sp. capturado en Sumatra y Madagascar sobre *Pheropsophus javanus* y *P. discicollis* y *B. veronicae* n. sp. capturado en Islas Canarias (Teneriffe) sobre *Licinopsis alternans*. Se entrega una clave para el reconocimiento de las especies de *Beronium*

INTRODUCTION

Ewing in 1925 described the larval species *Hoplothrombium quiquescutatum*. It was "described from a single specimen adhering to beetle mite (?) taken from the stomach of a toad (*Bufo americanus* Holbrook)". Revision of the species was made by Vercammen Grandjean (1967). Beron (1973) described the second larval species *Hoplothrombium coiffaiti* from Morocco. larvae of the new species were collected on *Pristonychus colbi* Coiff. (Carabidae) . Southcott (1986a) erected a new genus *Beronium* only for *Hoplothrombium coiffaiti* Beron an eyless larva described from cavernicolous Moroccan coleopteran. According to Southcott, *B. coiffaiti* appears to be a member of the subfamily Eutrombidiinae.

In this paper four new species of the genus *Beronium* are described, all gathered from carabid beetles in Chile, China, Sumatra, Madagascar and Canary Islands. A definition of the genus and a key to all species are given. The terminology of structure and setal notation are adopted from Southcott (1986a, b). The new species are deposited in the Museum of Natural History, Wroclaw University (MNHWU); Institute of Zoology, Polish Academy of Science, Warsaw (IZPAS) and Institute of Systematic and Experimental Zoology, Polish Academy of Sciences, Cracow (ISEZPAS).

All measurements are given in micrometers (nm).

[1]Department of Zoology, Wroclaw Academy of Agriculture, ul. Cybulskiego 20, 50-205 Wroclaw, Poland

(Recibido: 16 de Junio de 1993. Aceptado: 26 de octubre de 1993)

RESULTS

Genus *BERONIUM* Southcott, 1986

Type species: *Hoplothrombium coiffaiti* Beron, 1973

Definition. Eyes present or absent. Ocular plate always present. Dorsum of idiosoma with 5 median shields. The first shield is the largest and bearing the following smooth or barbed setae: scutalae 2 AM, 2 AL, 2 PL and 2 sensillae. The remaining shields bearing 2 setae each. The first of these shields is distinctly larger than the remaining ones. Sternalae I, as "migrated" setae beyond coxae I or on them. Coxal formula: 1-2, 1, 1. Coxae I-III with coxalae contracted to ridged stumps. If coxa I bears two setae, one of them is spiniform. Tarsus I, II normal; tarsus III with 2 claws supported by ventrally directed setulose seta arising from a long, dorsal projection of tarsus. Mouth opening circular, chitinized.

Remarks. Southcott (1986a) in his definition of the genus stated that the eyes were absent. This definition was based on a single species. The new species described below bear eyes, except *B. veronicae*, but in this apecies an ocular plate is visible. Also coxae I does not always bear two setae because one of them, the "migrated" seta is beyond the coxa in some species.

BERONIUM MARITTAE n. sp.

(Figs 1-5)

Diagnosis. Setae PL thin and short, placed distinctly below bases of sensillae. The distance (AP) between AL and PL over 50, setae AL over 40, ratio AW/POL over 1.90, the number of ventral setae 18. Dorsal setae, except PPG very slightly barbed.

Larva. The body is elongated, distinctly longer than wide. Scutum as in Fig. 1 bears relatively thick setae AL and thinner setae PL and AM. Setae AL are about twice or more longer than PL. Sensillae are relatively thick and are nude, over 80. Setae PL are placed in the posterior edges of scutum. Two pairs of eyes are placed on separate shield near the posterior margin of scutum. Three of shields (scutella) have two setae each. The first scutellum is longer and wider than other ones. The pygidial plate, conventionally called "pygalaspis" bears a pair of weakly barbed setae (POL), the distance between their bases (POW): 26-30. A pair of setae at pygidial plate placed on two small plates, conventionally called "parapygalaspis", are distinctly visible (PPG) and bear setules. Seven pairs of setae are beyond dorsal plates.

The ventral setae are placed behind coxae III in two longitudinal rows. The first row have 5 setae, the second row bears four setae. Some specimens have one, relatively thick seta at the postero-lateral margins (Fig. 2).

Gnathosoma with relatively short palps. Palptarsus is barely visible. At the base of palpfemur are flat setae, according to Vercammen-Grandjean (1967) they are probably drastically modified gnathobasal setae (Fig. 2).

Leg I. Coxae: triangular contiguous to coxa II, with a large urstigma having one enlarged and flat seta as in Fig. 2. The second seta behind coxa near its lateral margin. According to Vercammen-Grandjean it is probably a migrated sternal seta. Tarsus with two specialized setae: minute famala and about twice longer solenidion both situated as in Fig. 3, and 18 normal setae, of which only one dorsal seta is barbed (two setules). Ti - 7, Ge - 5, Fe - 6, Tr - 1, all setae are smooth.

Leg II. Tarsus II is distinctly shorter than Ta I and bears 1 So and 1 barbed seta with two setules, the remaining ones are smooth; total 14 setae, Ti - 6, Ge - 3, Fe - 5, Tr - 1, all setae are smooth. Coxa with broad and flat seta (Fig- 4).

Leg III (Fig. 5). Tarsus distinctly enlarged with long and curved claw and short and thick claw. It bears total ~10 setae from which one seta is long and barbed; Ti - 5. Ge - 3, Fe - 4, Tr ~ 1, all these setae are smooth.

Metric data of holotype and paratypes on Table 1.

Material. Holotype, larva, Chile, from *Ceroglossus sybarita* Gerst.. Paratypes: 4 1. from *C. sybarita*; 4 1. from *C. suturalis* Fabr.; 2 1. from *G, valdiviae* Hoppe, Valdivia; 2 1 from *C. darwini* Hoppe, all specimens from Chile. Holotype in IZPAS, paratypes in author's collection.

BERONIUM SORAYAE n. sp.

(Figs 6-11)

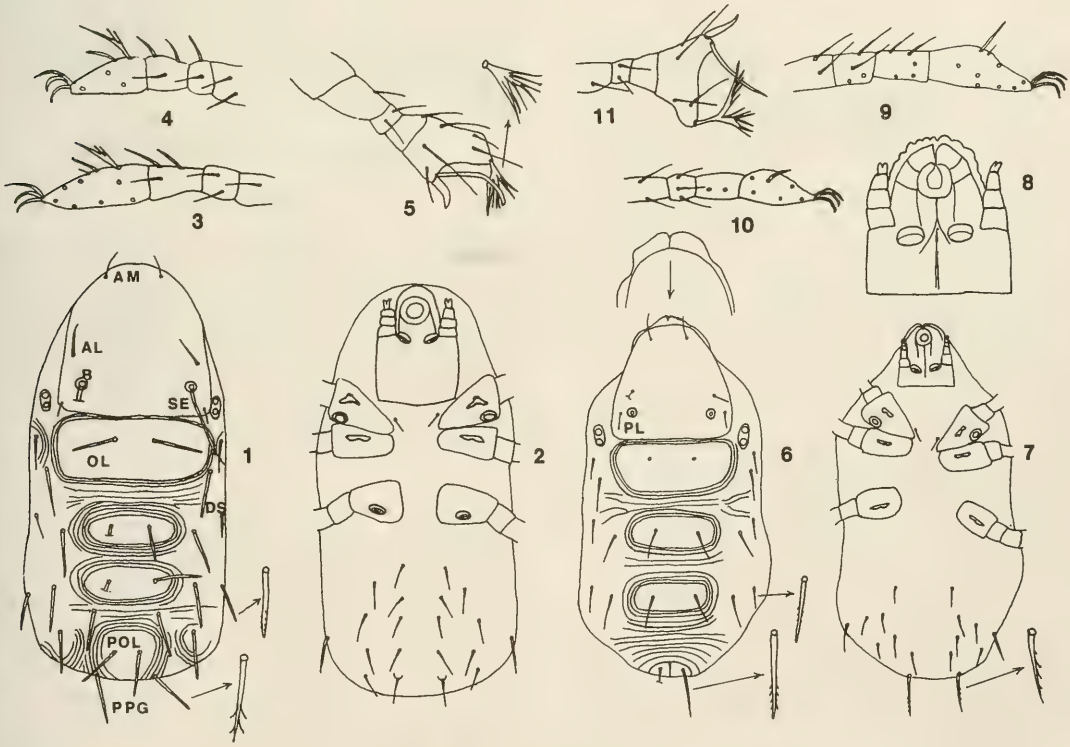
Diagnosis. Setae PL thin and short placed on the same level as bases of sensillae. AP below 35, setae POL below 95, OW III below 75, OL III below 80, setae OL III and POL distinctly barbed. Pygidial plate is divided. Two pairs of eyes present.

Larva. The body distinctly longer than wide. Scutum as in Fig. 6 with three pairs of scutalae, thin and short; of them setae AL and AM are about 1.5 times longer than PL. Sensillae are damaged. Setae PL are placed on the same level as bases of sensillae. Two pairs of eyes are present at posterolateral margins of scutum. The first scutellum is longer and wider than other one ones. It bears two setae (damaged). Also scutella II and III bear two setae each; these setae are slightly barbed. Pygidial plate (pygalaspis) is divided. Setae POL are distinctly barbed and longer than setae PPG. The last setae have four distinctly visible setules.

Twelve ventral setae placed behind coxae III are smooth. Sternal setae I are present (these "migrated" setae are placed distinctly behind coxae I).

Gnathosoma. Palps short, palptibia with bifid claw, palptarsus is badly visible, no setae on the genua. At the basis of palpfemur are placed flat setae (Fig. 7). In front of gnathosoma is slightly visible integument.

Leg I. Coxa with one flat and enlarged seta; "migrated" seta as sternalae I is behind coxa. Tarsus with 1 Fa, 1 So and ~16 other setae, Ti - 2 So, 1 Vs, 6; Ge - 1 So, 5; Fe - 6; Tr - 1; all setae are smooth,



Figures 1-11: *Beronium marittae* n. sp.: 1. Idiosoma, dorsal view; 2. Idiosoma, ventral view; 3. Leg I, tarsus-femur; 4. Leg II, tarsus-femur; 5. Leg III, tarsus-trochanter. *Beronium sorayae* n. sp.: 6. Idiosoma, dorsal view; 7. Idiosoma, ventral view; 8. Gnathosoma; 9. Leg I, tarsus-femur; 10. Leg II, tarsus-femur; 11. Leg III, tarsus-femur.

Leg II. Coxa with one flat seta; Ta - 1 So, ~13 setae; Ti -2 So, 5; Ge - 3; Fe - 5; Tr - 1; all setae are smooth.

Leg III. Coxa with one flat seta; Ta - 10, of them one seta is branched; Ti - 5; Ge - 3; Fe - 4; Tr - 1; all setae except one are smooth.

Metric data of holotype and paratypes as in Table 2.

Material. Holotype, larva, China (?Tohe-Kiang), from *Carabus grandis*; paratypes: 2 l. same data as in holotype. All specimens are deposited in ISEZPAS.

BERONIUM LUBOMIRAE n, sp.

(Figs 12-13)

Diagnosis. Setae PL thin and short placed on the same level as bases of sensillae. AL below 35, POL over 100, OW III over 75, OL III over 80, setae OL III and POL are slightly barbed, setae PPG with two - four setules. Pygidial plate not divided. Two pairs of eyes are present.

Larva. The body distinctly longer than wide. Scutum as in Fig. 12 with thin setae AL about twice longer than thin setae PL. Setae AM are thin. Two pairs of eyes are placed on plate at the posterior margin of scutum. The first pair of dorsal plate (scutellum) is distinctly longer and wider than other ones and bears two setae shorter than length of scutellum. Scutella II, III are weakly rounded, setae on both scutella are distinctly longer than length of these plates. Setae on scutella I, II are very slightly barbed on the tip, setae OL III are distinctly barbed as in Fig. 7. Setae on pygidial plate (POL) are slightly barbed. Setae PPG with two setules in specimens from Sumatra and somewhat more in specimens from Madagascar (about 4). Setae placed behind dorsal shields are weakly barbed, their length: 20-74.

Ventral side of idiosoma with twelve small and thin setae and two thicker setae at posterolateral margins (Fig. 13). Sternalae I are set on small platelets.

Gnathosama. Mouth opening circular, chitinized. Palps short, palptarsus badly visible. At the bases of palpfemur are placed flat setae.

Leg I. Coxa with one flat and enlarged seta and urstigma. Ta - 1 Fa, 1 So,~16; Ti - 2 So, 6; Ge - 5; Fe - 5; Tr - 1; all setae are smooth.

Leg II. Coxa with one flat and enlarged seta. Ta - 1 So, ~13 (among them 1 B); Ti - 2 So, 5; Ge - 3; Fe - 5; Tr - 1; all setae are smooth, except one seta on tarsus.

Leg III. Coxa with one flat and enlarged seta. Tarsus enlarged with about 11 setae, one of them is relatively long and branched; Ti - 5; Ge - 3; Fe - 4; Tr - 1.

Metric data of holotype, paratypes and other specimens on Table 3.

Material. Holotype, larva, Sumatra, from *Pherosophus javanus.*

Paratypes: 2 l., same data as in holotype. Other specimens: 2 l., Madagascar, from *P. discicollis* Dej. Holotype and paratypes in MNHWU, specimens from Madagascar in author's collection.

BERONIUM VERONICAE n. sp.

(Figs 14-17)

Diagnosis. Setae PL relatively thick and long, setae AL and PL below 55, setae OL I below 50. Setae PL placed behind bases of sensillae. Setae on coxae III thick and weakly elongated. Sternalae I on coxae I. Ratio PSL/OL I over 2.40. Eyes absent. The number of ventral setae about 24.

Larva, The body is elongated, distinctly longer than wide. Scutum as in Fig. 14 with relatively thick and long setae PL, placed behind bases of sensillae. Setae PL are somewhat shorter than AL, both are barbed. Setae AM are thin, smooth and shorter than above mentioned setae. Sensillae are rather thin, nude and about 100 long. Eyes absent but ocellar plate is visible. Three pairs of shields (scutella) with two pairs of setae each. The

first shield is relatively long (over 100) and bears two short setae, shorter than the same setae on remaining ones. Dorsal setae are barbed. Pygalaspis is oval and bears two setae POL, subequal to setae PPG. Setae POL are weakly barbed. Setae PPG have relatively long setules.

Ventral side of idiosoma bears 24 setae which are placed behind coxae III. Anal slit is visible, Sternal setae absent; "migrated" setae are present on coxae I (Fig. 15).

Gnathosoma with short palps. Palptarsus is barely visible. At the bases of palpfemur are flat setae. Palptibia bears bifid claw (Fig. 15).

Leg I. Coxa with two setae; thick seta and thin seta as in Fig. 15. Ta - 1 Fa, 1 So, ~13 (among them 3 setae are barbed); Ti - 2 So, 6 (3 B); Ge - 1 So, 5 (1 B); Fe - 5(1 B); Tr - 1 (Fig. 16).

Leg II. Coxa with one flat and enlarged seta; Ta - 1 So,~11 (6 B); Ti - 2 So, 5 (3 B); Ge - 1 So, 2 B; Fe - 4 (1 B); Tr - 1.

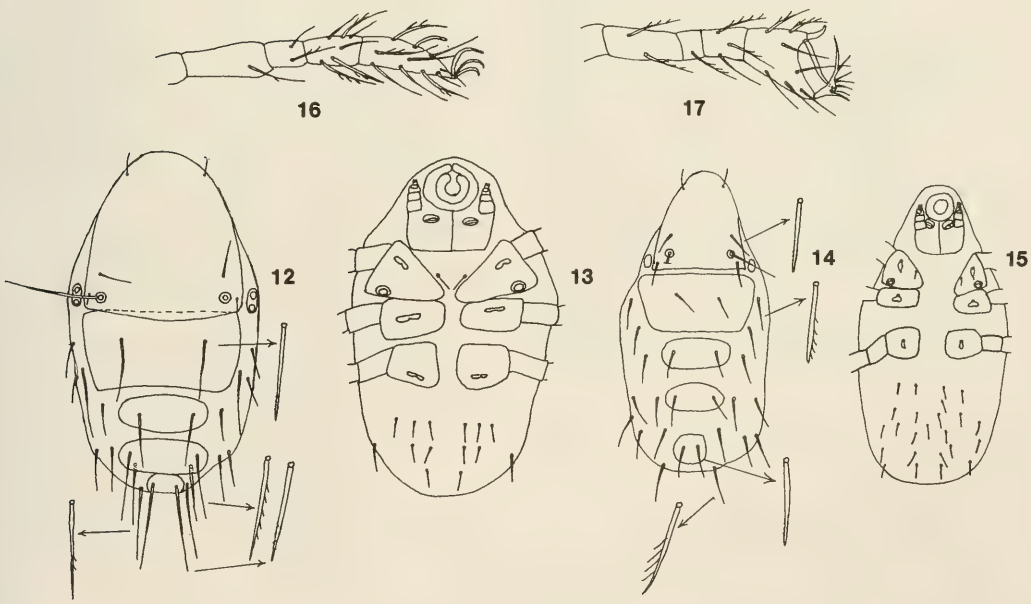
Leg III. Coxa with one stout seta; Ta - ~ 13 (5 B); Ti - 5 (1 B) Ge - 3; Fe - 4 (1 B); Tr - 1 (Fig. 17).

Metric data of holotype and paratypes on Table 4.

Material. Holotype, larva, Canary Islands, Teneriffe, from *Licinopsis alternans*. Paratypes: 2 l. the same data as in holotype. All specimens are deposited in MNHWU.

KEY FOR SPECIES DETERMINATION

1 (4). Setae PL relatively thick and long (over 30), setas on coxae III thick and weakly elongated, eyes absent.



Figures 12-17: *Beronium lubomirae* n. sp.: 12: Idiosoma, dorsal view; 13. Idiosoma, ventral view. *B. veronicae* n.sp.: 14. Idiosoma, dorsal view; 15. Idiosoma, ventral view; 16. Leg I, tarsus-femur; 17. Leg III, tarsus-femur

2 (3). Setae AL and PL below 55, ratio PSW I/PSL I below 1.80, ratio PSL I/OL I over 2.40, setae OL I below 50 ..... *Beronium veronicae* n. sp., Canary Islands.

3 (2). Setae AL and PL over 60, setae OL I over 60, ratio PSW I/PSL I over 1.90, ratio PSL I/OL I below 1.50 ..... *B. coiffaiti* (Beron, 1973), Morocco.

4 (1). Setae PL thin and short (below 25). setae on coxae III very flat, eyes present.

5 (6). Setae POL below 70, AP over 50, MA below 85, AL over 40, ratio AW/POL over 1.90, fV~18 .... *B. marittae n. sp.*, Chile

6 (5). Setae POL over 80, AP below 40, MA over 90, AL below 40, ratio AW/FOL below 1.80, fV ~ 12-14.

7 (8). Pygidial plate divided, setae POL below 95, OW III below 75, OL III below 80, setae OL III and POL distinctly barbed .... *B. sorayae n, sp.*, China.

8 (7). Pygidial plate not divided, setae POL over 100, OW III over 75, OL III over 80, setae OL III and POL very slightly barbed..... ..... *B. lubomirae n.* sp., Sumatra, Madagascar.

ACKNOWLEDGMENTS

I would like to express my sincere thanks to - Dr. Jr. A. Slipinski (IZPAS) and Prof. Dr. A. Szeptycki (ISEZPAS) for the loan of the specimens.

LITERATURE CITED

BERON, P., 1973. Un neuvelle larve d'acarien (*Hoplothrombium coiffaiti* sp. n., Trombidiidae), parasite d'un coléoptére cavernicole du Maroc. Ann. Speleol., *28*: 413-416.

SOUTHCOTT, R.V., 1986a. Studies on the taxonomy and biology of the subfamily Trombidiinae (Acarina: Trombidiidae) with a critical revision of the genera. Austr. J. Zool., Suppl. Ser, *123*: 1-116.

SOUTHCOTT, R.V., 1986b. Australian larvas of the genus *Trombella* (Acarina: Trombidioidea). Austr. J. Zool., *34*: 611-646.

VERCAMMEN-GRANDJEAN, P.H., 1967. Revision of *Hoplothrombium quinquescutatum* Ewing, 1925 (Trombidiidae: Acarina). Opusc. Zool., *96*: 1-7.

ABBREVIATIONS

L = length of scutum
W = width of scutum
AW = distance between centres of bases of anterolateral scutal setae
PW = distance between centres of bases of posterolateral scutal setae
AMB = distance between centres of bases of AM setae
AP = distance between centres of AL and PL setae on each side of anterior dorsal sautum
MA = distance between centres of bases of AM and AL setae
LN = distance between anterior end of anterior dorsal scutum and centre point between centres of AM setae
ASB = distance between anterior end of anterior dorsal scutum and the midpoint between the sensilla bases
PSB = distance between level of centres of sensilla and posteromost point of that scutum
AM = length of anteromedian seta of anterior dorsal scutum
AL = length of anterolateral seta of anterior dorsal scutum
PL = length of posterolateral seta of anterior dorsal scutum
SE = length of scutal sensillary setae
MS = distance between centres of sensilla and centres of AM setae
SB = distance between centres of sensillary sockets
DS = length of setae on dorsal integument (beyond shields)
OS = length of ocular sclerite
PSW = width of dorsal scutella I, II, III
PSL = length of dorsal scutella I, II, III
OW = distance between centres of the two medial setae
OL = length of medial setae
PGL = length of pygidial plate
PGW = width of pygidial plate
POW = distance between bases of centres of POL setae
POL = length of pygidial seta
PPG = length of seta placed beyond or at posterior margin of pygidial plate
GL = length of gnathosoma
Ta (H)= height of tarsus
Ta (L)= maximum length of tarsus, exclusive of claws and pedicle

TABLE 1
METRIC DATA FOR *BERONIUM MARITTAE* N. SP., LARVA, HOLOTYPE (H) AND PARATYPES (P) FROM *CEROGLYSSUS SYBARITA*, *C. SUTURALIS*, *C. VALDIVIAE* AND *C. DARWINI* (MEASUREMENTS IN MICROMETERS).

	H	P		H	P
Length of body	496	368-656	PGW	48	48-66
Width of body	248	184-380	POW	26	26-30
L	184	172-192	POL	60	56-62
W	170	154-180	PPG	60	56-72
AW	134	124-140	GL	124	120-140
PW	158	140-170	Ta I(L)	74	64-76
AMD	82	72-104	Ta I(H)	28	24-30
AP	60	56-64	Ti I	34	26-38
MA	80	62-82	Ge I	22	20-24
LN	40	36-52	Fe I	62	50-62
ASB	160	144-160	Tr I	34	32-40
PSB	24	24-32	Cx I	78	68-86
AM	24	20-40	Ta II	damaged	44-56
AL	46	42-52	Ti II	"	22-30
PL	20	18-22	Ge II	"	14-18
SE	90	86-90	Fe II-	"	36-52
MS	120	112-130	Tr II	"	26-38
SB	122	108-142	Cx II	58	54-64
DS	30-50	22-56	Ta III (L	54	44-56
OS	30	26-32	Ta III (W)	52	48-56
PSW I	164	160-182	Ti III	20	20-26
PSL I	70	62-82	Ge III	16	12-16
OW I	58	52-72	Fe !II	38	34-44
OL I	40	36-44	Tr III	44	30-48
PSW II	104	100-126	Cx III	60	56-70
PSL II	48	34-48	Coxala I	14	14-22
OW II	44	40-54	AW/AP	2.23	2.03-2.26
OL II	40	40-52	AW/AL	2.91	2.40-3.09
PSW III	102	100-122	PSW I/PSL I	2.34	2.22-2.75
PSL III	36	34-44	POL/III	1.20	1.07-1.29
OW III	60	52-74	AW/POL	2.23	1.93-2.32
OL III	50	48-56	PSL I/OL I	1.75	1.55-1.89
PGL	48	34-50	OL I/OL II	1.00	0.78-0.83

TABLA 2
METRIC DATA FOR *BERONIUM SORAYAE* N.SP., LARVA, HOLOTYPE (H) AND PARATYPES (P)

	H	P	P		H	P	P
Length of body	576	640	336	PGL	damaged	42	38
Width of body	320	328	192	PGW	56	54	60
L	202	208	184	POW	26	damaged	24
W	178	190	166	POL	90	90	82
AW	142	134	136	PPG	70	72	70
PW	174	164	180	GL	130	106	126
AMB	82	82	80	Ta I L	66	66	64
AP	32	32	28	Ta I H	24	28	24
MA	104	102	96	Ti I	32	36	32
LN	46	damaged	92	Ge I	20	20	18
ASB	174	184	154	Fe I	48	54	50
PSB	28	24	30	Tr I	42	36	34
AM	30	damaged	34	Cx I	76	76	68
AL	32	30	28	Ta II	44	48	44
PL	18	20	18	Ti II	28	32	26
SE	dam.	damaged	dam.	Ge II	16	18	14
MS	150	130	128	Fe II	38	34	30
SB	140	132	128	Tr II	40	42	34
DS	damaged	30-64	30-62	Cx II	54	60	52
OS	damaged	30	28	Ta III L	46	44	48
PSW I	192	180	170	Ta III W	60	56	56
PSL I	82	68	70	Ti III	22	20	18
OW I	damaged	78	76	Ge III	16	16	12
OL I	damaged	?50	dam.	Fe III	36	32	34
PSW II	120	damaged	106	Tr III	40	38	34
PSL II	damaged	dam.	30	Cx III	52	60	52
OW II	60	"	44	St I	damaged	26	30
OL II	60	"	dam.	AW/AP	4.43	4.19	4.44
PSW III	100	"	104	AW/AL	4.44	4.47	4.86
PSL III	36	"	34	PSW I/PSL I	2.34	2.65	2.43
OW III	66	"	72	POL/OL III	1.50	-	1.14
OL III	60	?52	72	AW/POL	1.58	1.49	1.66

TABLE 3
METRIC DATA FOR *BERONIUM LUBOMIRAE* N. SP., LARVA, HOLOTYPE (H), PARATYPES (PS) FROM SUMATRA (6 SPECIMENS) AND MADAGASCAR (PM)(2 SPECIMENS).

	H	PS	PM	PM		H	PS	PM	PM
Length of body	408	404-704	616	592	PGW	44	44-52	50	52
Width of body	224	208-408	324	324	POW	24	22-26	26	24
L	196	180-198	218	202	POL	102	102-114	104	110
W	174	164-184	180	180	PPG	88	74-86	68	dam
AW	142	138-150	142	142	GL	124	110-134	146	142
PW	168	160-180	170	174	Ta I L	70	60-70	64	62
AMB	84	74-84	104	88	Ta I H	28	26-30	26	dam.
AP	30	28-32	32	34	Ti I	40	34-38	38	38
MA	108	98-114	108	98	Ge I	24	22-24	20	22
LN	30	36-44	52	44	Fe I	52	50-60	44	42
ASB	174	160-190	190	178	Tr I	40	36-40	42	44
PSB	22	20-24	28	24	Cx I	76	70-80	74	80
AM	34	42-44	40	dam.	Ta II	48	48-56	dam.	46
AL	32	32-38	dam.	36	Ti II	30	28-32	"	26
PL	16	14-16	18	dam.	Ge II	20	16-20	"	18
SE	116	100-116	dam.	"	Fe II	48	44-52	"	32
MS	134	124-146	136	150	Tr II	40	34-44	"	32
SB	136	128-144	136	134	Cx II	54	52-56	"	56
DS	28-64	20-74	32-70	20-70	Ta III L	50	40-46	48	44
0S	32	30	28	28	Ta III W	60	62-64	58	66
PSW I	174	172-202	192	202	Ti III	22	18-22	20	24
PSL I	74	72-82	84	90	Ge III	16	14-16	14	14
OW I	90	80-100	92	94	Fe III	40	38-48	32	36
OL I	56	54-60	dam.	dam.	Tr II	42	30-40	44	dam.
PSW II	112	112-126	120	114	Cx III	54	50-52	64	60
PSL II	32	36-40	42	40	St I	32	24-34	40	30
OW II	62	54-68	66	56	AW/AP	4.73	4.69-5.14	4.43	4.19
OL II	68	74	74	68	PSW I/PSLI	2.35	2.10-2.52	2.28	2.24
PSW III	120	106-114	116	104	POL/OL III	1.21	1,26-1,34	1.24	1.37
PSL III	36	36-44	40	40	AW/POL	1.39	1.23-1.41	1.36	1.29
OW III	86	78-94	dam.	76	PSL I/OL I	1.32	1.20-1.41	-	-
OL III	84	80-90	84	80	OL I/OL II	0.82	0.73-0.81	-	-
PGL	36	28-32	30	dam.					

TABLE 4
METRIC DATA FOR *BERONIUM VERONICAE* N. SP., LARVA, HOLOTYPE (H) AND PARATYPES (P).

	H	P	P		H	P	P
Length of body	552	816	776	PGW	52	52	54
Width of body	256	432	damaged	POW	30	36	30
L	182	184	192	POL	62	76	damaged
W	166	164	184	PPG	70	72	72
AW	124	128	138	GL	104	damaged	124
PW	156	154	178	Ta I L	76	78	80
AMB	62	64	66	Ta I H	24	damaged	28
AP	46	44	46	Ti I	44	44	48
MA	100	102	100	Ge I	26	26	28
LN	46	damaged	44	Fe I	62	68	72
ASB	160	160	166	Tr I	34	36	42
PSB	22	24	26	Cx I	68	damaged	74
AM	30	26	30	Ta II	60	58	60
AL	44	44	50	Ti II	36	32	36
PL	40	40	42	Ge II	20	20	18
SE	104	damaged	dam.	Fe II	46	42	52
MS	134	136	136	Tr II	40	damaged	40
SB	124	124	138	Cx II	60	damaged	60
DS	40-60	50-60	50-66	Ta III L	damaged	54	60
OS	damaged	32	34	Ta III W	damaged	46	50
PSW I	184	188	200	Ti III	32	damaged	30
PSL I	106	114	120	Ge III	16	damaged	16
OW I	56	60	60	Fe III	56	damaged	56
OL I	36	44	44	Tr III	42	damaged	44
PSW II	120	114	130	Cx III	damaged	damaged	64
PSL II	40	42	40	Coxala I	8	damaged	12
OW II	56	54	66	AW/AP	2.69	2.91	3.00
OL II	54	60	dam.	AW/AL	2.82	2.91	2.76
PSW III	100	110	dam.	PSW I/PSL I	1.73	1.65	1.67
PSL III	48	48	dam.	POL/OL III	1.03	1.22	-
OW III	48	48	dam.	AW/POL	2.00	1.68	-
OL III	60	62	66	PSL I/OL I	2.94	2.59	2.73
PGL	50	48	50	OL I/OL II	0.67	0.73	-

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 57-67

GENERIC KEY TO CHILEAN JUMPING PLANT-LICE (HOMOPTERA: PSYLLOIDEA) WITH INCLUSION OF POTENTIAL EXOTIC PESTS

DANIEL BURCKHARDT[1]

ABSTRACT

An illustrated key is provided for the identification of adult psyllids at generic and, for *Trioza,* at species group level. The key covers taxa presently known to occur in Chile as well as exotic species which may be introduced on cultivated plants.
Two new combinations are proposed: *Katacephala stigmaticalis* (Blanchard, 1852) comb. n. (from *Notophorina*) and *Katacephala longiramis* (Burckhardt, 1987) comb. n. (from *Notophorina*).

RESUMEN

Se entrega una clave ilustrada para la identificación de adultos de los géneros de psílidos presentes en Chile y en el caso de *Trioza,* hasta el nivel de grupos de especies. La clave cubre además aquellos taxa exóticos que afectan plantas cultivadas y que podrían ser susceptibles de introducción en Chile.
Se proponen dos nuevas combinaciones: *Katacephala stigmaticalis* (Blanchard, 1852) comb. n. (de *Notophorina*) y *Katacephala longiramis* (Burckhardt, 1987) comb. n. (de *Notophorina*).

INTRODUCTION

Psyllids (Homoptera, Psylloidea) constitute a small group of sternorrhynchous insects with a high degree of host specificity. Contrary to the related aphids, psyllids are generally of little economic importance. There are, however, some species which are major pests of crop plants. In Europe, Asia and North America psyllids are among the most important pests of cultivated pears (Atger, 1982; Burckhardt & Hodkinson, 1986; Burts, 1970; Burts & Hill, 1987; Hodkinson, 1984; Wildbolz, 1992), and in Asia and Africa they are responsible for big losses in citrus cultures (Anonymous, 1988; Burckhardt & Martinez, 1989; Husain & Nath, 1927; Mead, 1976, 1977; Van den Berg, 1990; Van den Berg & Fletcher, 1988).

In Chile *Cacopsylla bidens* (Šulc) has been reported from three localities (as *Psylla piricola* (sic!), *Psylla simulans* and *Cacopsylla bidens*) but apparently without causing noticeable damage (González, 1981, 1985, 1989; Hodkinson, 1989). *Russelliana solanicola* occurs locally as a minor pest on potatoes (Burckhardt, 1987a; Tuthill, 1959), and *Heteropsylla obscura* Muddiman, Hodkinson & Hollis (recorded as *Heteropsylla texana*) was observed to produce severe damage to *Prosopis chilensis* (Klein Koch & Campos, 1978; Muddiman *et al.*, 1992).

Most of Chile's crop plants are exotic and some of them are parasitised in their native range by psyllids (table 1) (Müller, 1956; Pflugfelder, 1941). These species constitute a potential threat to cultures in Chile.

The identification of psyllids is difficult for the non-specialist as most published keys work only for local faunas or small sub-groups within psyllids. The temperate South American psyllids were revised by Burckhardt

[1]Muséum d'histoire naturelle, Case postale 6434, CH-1211 Genève 6, Switzerland.
Received: July 27, 1993. Accepted: September 9, 1993)

(1987a, b, 1988) who provided keys to species for the adults. It is, however, not possible to identify potential exotic pests with these keys. The present paper intends to fill this gap. As most of the potential pests belong to exotic genera (or species groups in *Trioza),* the present key is only to genera and, in *Trioza,* to species groups. The larvae are not treated here as they are dealt with on a world base by White & Hodkinson (1985).

MATERIAL AND METHODS

The present key includes the native taxa reported by Burckhardt (1986a, b, 1987a, b, 1988, 1992), Burckhardt & Lauterer (1989), González (1989) and Klein Koch & Campos (1978) and, marked with an asterisk, potential pests listed in table 1; taxa not reported from Chile are indicated with a cross. Literature records are supplemented with data from material represented in the collections of the Muséum d'histoire naturelle, Genève (MHNG), the Natural History Museum, London (BMNH), the Museo Nacional de Historia Natural, Santiago (MNHN), the Universidad de Concepción (UNCO) and the Servicio Agrícola y Ganadero, Santiago (SAGS).

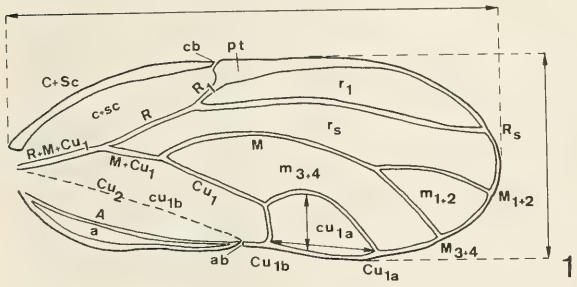
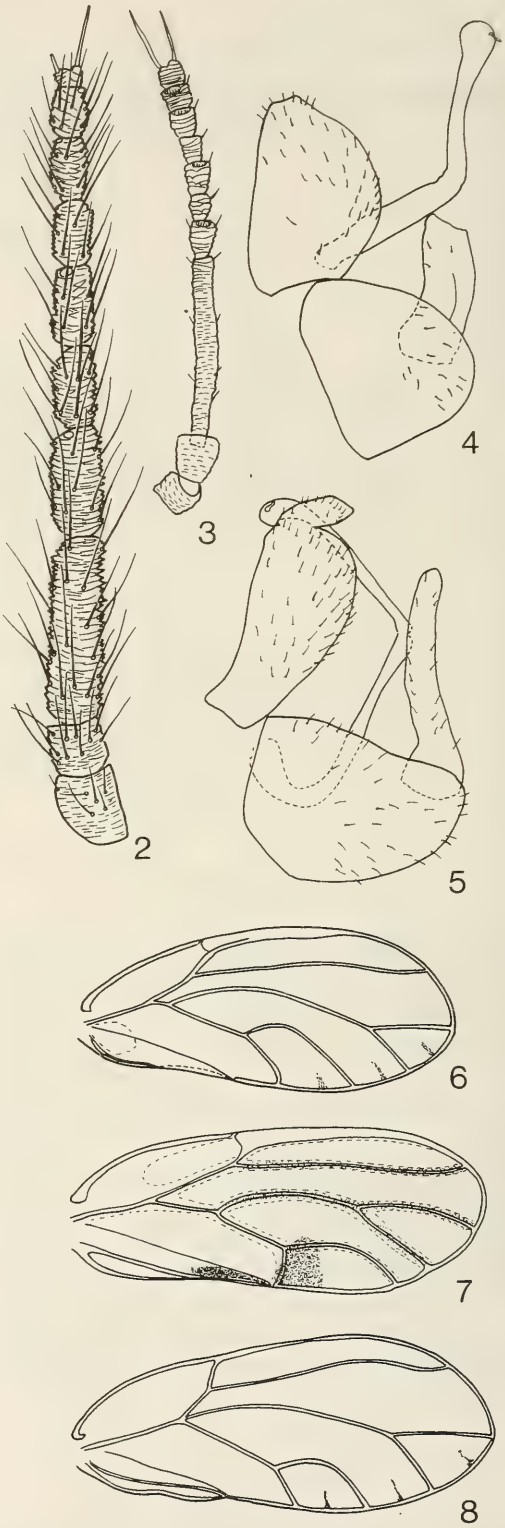


Figure 1. Nomenclature of veins and cells of forewing.

To facilitate the use of the key to non-specialists, most of the characters are illustrated. The terminology of the wing venation is according to Fig. 1. The head width is measured across the complex eyes at the widest distance. Male and female terminalia are illustrated in Figs. 40, 41.



Figures 2-8. 2. *Homotoma ficus* (Linnaeus). 3, 4, 6. *Calophya rubra* (Blanchard). 5. *Notophorina falcata* Burckhardt. 7. *Notophorina lanfrancoae* Burckhardt. 8. *Trioza testacea* (Blanchard). 2, 3. Antenna. 4, 5. Male terminalia, in profile. 6, 7, 8. Forewing.

The classification follows Burckhardt (1987a, b, 1988) with the exception of the *Notophorina stigmaticalis* group which is transferred here to the genus *Katacephala* Crawford (Hodkinson, 1991). The following two new combinations are proposed: *Katacephala stigmaticalis* (Blanchard, 1852) comb. n. (from *Notophorina*) and *Katacephala longiramis* (Burckhardt, 1987) comb. n. (from *Notophorina).*

KEY TO ADULTS

1 Antennal flagellar segments flattened, bearing long black setae (Fig. 2). On *Ficus carica* (Moraceae). . . . . Homotomidae: *Homotoma**†

- Antennal flagellar segments more or less cylindrical, without long black setae (Fig. 3). 2

2 Basal portion of aedeagus straight (Fig. 4). Forewings with costal break and pterostigma; anal break in distance of apex of vein Cu_{1b} (more than half distance between apices of veins Cu_{1a} and Cu_{1b}); cell cu_{1a} larger than m_{1+2}; vein $M+Cu_1$ shorter than R, and vein Cu_1 less than twice as long as Cu_{1b} (Fig. 6). On *Schinus* spp. (Anacardiaceae). . . . . Calophyidae: *Calophya*

- Basal portion of aedeagus U-shaped (Fig. 5). Forewings with different combination of characters 3

3 Forewings (Fig. 7) with vein $R+M+Cu_1$ bifurcating into R and $M+Cu_1$; if trifurcating then anal break close to apex of vein Cu_{1b} and metabasitarsus with 1 or 2 black spurs. Costal break and/or pterostigma often developed. . . . . Psyllidae 4

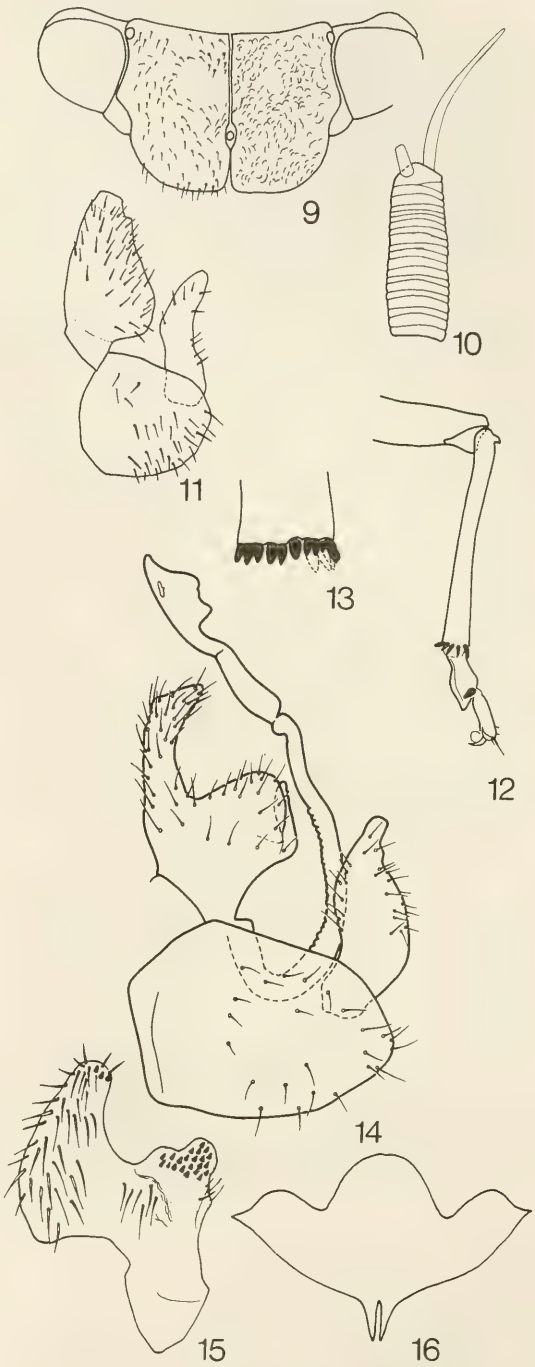
- Forewings (Fig. 8) with vein $R+M+Cu_1$ trifurcating into R, M and Cu_1 or, rarely, bifurcating into R+M and Cu_1, or R and $M+Cu_1$; anal break distant from apex of vein Cu_{1b} (more than a third distance between apices of veins Cu_{1a} and Cu_{1b}); costal break and pterostigma always absent. Metabasitarsus without black spurs. . . . . Triozidae 23

4 Head (Fig. 9) with large anterior flattened lobes enclosing median ocellus which is, therefore, visible only in dorsal view. On *Olea europaea* (Oleaceae) . . . . . Liviinae: *Euphyllura**†

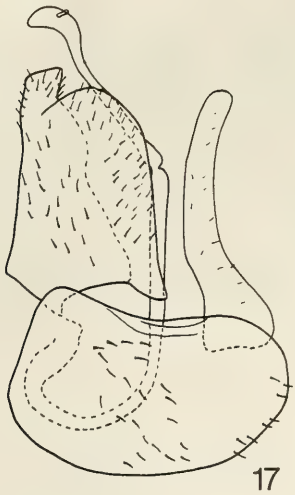
- Head different, either regularly rounded anteriorly (Fig. 39), or with genal processes (Figs. 37, 38); median ocellus visible in frontal and/or ventral view. . . . 5

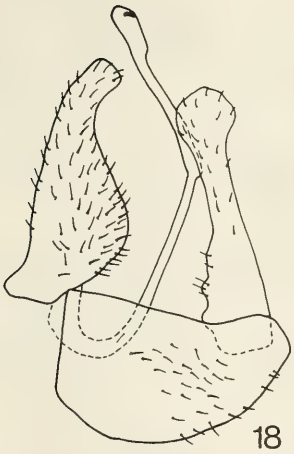
5 Terminal antennal setae strongly unequal in length; one long and curved, the other one very short, shorter than three times its diameter (Figs. 10, 35). Pro and mesobasitarsi short, in profile subglobular. On introduced Myrtaceae, often *Eucalyptus spp* . . . . . Spondyliaspidinae 6

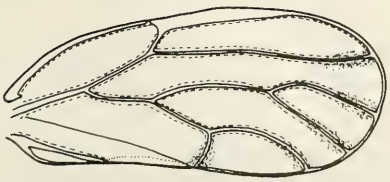
- Terminal antennal setae subequal or, if unequal, then long seta straight and short seta longer than three times its diameter. Pro and mesobasitarsi elongate, in profile tubular. On indiginous Myrtaceae or other host families 7



Figures 9-16. 9. *Euphyllura olivina* (Costa), head dorsal view. 10. Spondyliaspidini gen. sp., antennal segment 10. 11. *Camarotoscena speciosa* (Flor). 12. *Notophorina vitripennis* Burckhardt, metatibia and metatarsus. 13. *Notophorina fusca* Burckhardt, apex of metatibia. 14. *Acizzia uncatoides* (Ferris & Klyver). 15. *Psyllopsis fraxinicola* (Förster), inner view of male paramere. 16. *Psyllopsis fraxini* (Linnaeus), female subgenital plate in ventral view, sclerite spread. 11, 14. Male terminalia, in profile.







Figures 17-20. 17. *Katacephala stigmaticalis* (Blanchard). 18. *Notophorina atra* Burckhardt. 19. *Connectopelma perelegans* (Blanchard) 20. *Russelliana solanicola* Tuthill. 17, 18. Male terminalia, in profile. 19, 20. Forewing.

6 Metacoxae with tubercular meracanthus (Figs. 42, 43). Mesotibia with an outer apical comb of small bristles (Fig. 36) . . . . . Ctenarytaina*†

- Metacoxae angular, without meracanthus. Mesotibiae without outer apical comb of bristles . . . . . other genera of Spondyliaspidinae*†

7 Head without genal processes (Fig. 39) 8

- Head with genal processes (Fig. 38) 10

8 Metacoxae narrow and elongate, without horn-shaped meracanthus; trochanteral cavity with weakly sclerotised tubercle (Figs. 44, 45). On *Schinus* spp. (Anacardiaceae) . . . . . Rhinocolinae: *Tainarys*

- Metacoxae with horn-shaped meracanthus; trochanteral cavity without tubercle (Figs. 46, 47). 9

9 Antennae shorter than head width. Male parameres simple (Fig. 11). On *Populus* spp. (Salicaceae) . . . . . Paurocephalinae: *Camarotoscena*†

- Antennae longer than head width. Male parameres bifid. On *Prosopis tamarugo* and *chilensis* (Fabaceae) . . . . . Ciriacreminae: *Heteropsylla**

10 Metatibiae with distinctly grouped apical spurs and often with conspicuous basal spine. Metabasitarsi usually with 2 black spurs (in *Acizzia* with 1) 11

- Metatibiae without conspicuous basal spine, or if a conspicuous spine is present (Fig. 12) then apical tibial spurs forming an incomplete crown (Fig. 13), or metabasitarsi without black spurs 13

11 Genal processes shorter than half vertex length. Male proctiger with large posterior lobe and lamellar process (Fig. 14). On Australian *Acacia* spp . . . . . Acizziinae: *Acizzia**

- Genal processes longer than half vertex length. Male proctiger simple. On cultivated Rosaceae and Ericaceae. . . . . .Psyllinae 12

12 Antennae shorter than twice head width . . . . . Cacopsylla*

- Antennae longer than twice head width . . . . . *Psylla*†

13 Metabasitarsi with 2 spurs (rarely only 1). Metatibiae with an incomplete crown of evenly spaced apical spurs (Fig. 13). Fore margin of vertex not strongly bulged . . . . . Diaphorininae 14

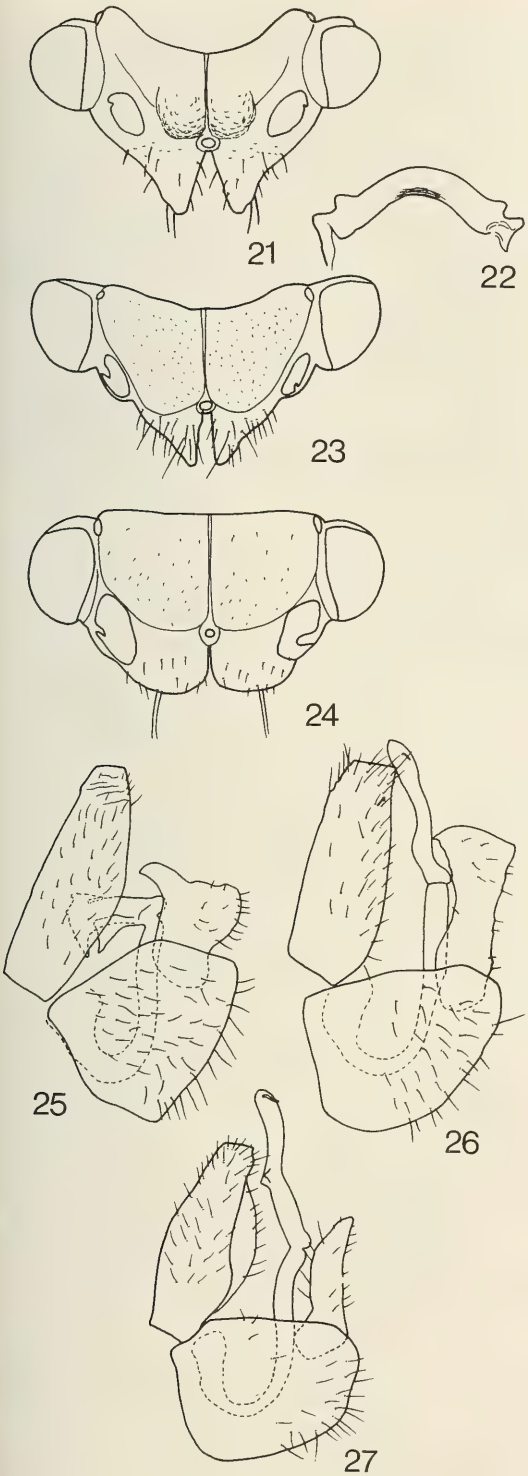
- Metabasitarsi usually without spurs; if with two spurs then either metatibiae with grouped apical spurs, or fore margin of vertex strongly bulged (Fig. 38) . . . . . Aphalaroidinae 17

14 Antennae much shorter than head width. Forewings strongly widening towards apex, bearing a dark pattern consisting of well-defined spots. Aedeagus 3-segmented. On *Citrus* spp. (Rutaceae). . . . . *Diaphorina*†

- Antennae usually much longer than head width (slightly shorter in some species of the *Notophorina fusca* group). Forewings oval in outline; pattern not consisting of well-defined spots. Aedeagus 2-segmented 15

15 Male parameres in profile hammer or axe-shaped (Fig. 15). Female subgenital plate in ventral view incised apically (Fig. 16). On *Fraxinus* spp. (Oleaceae). . . . . Psyllopsis*

- Male Parameres in profile lamellar (Figs. 17, 18). Female subgenital plate pointed apically 16



Figures 21-27. 21. *Connectopelma perelegans* (Blanchard). 22. *Panisopelma penai* Burckhardt. 23. *Panisopelma fulvescens* (Blanchard). 24. *Prosopidopsylla striata* Burckhardt. 25. *Russelliana solanicola* Tuthill. 26. *Neopelma longiforceps* Burckhardt. 27. *Zonopelma australis* Burckhardt. 21, 23, 24. Head, dorsal view. 22. Pronotum, dorso-frontal view. 25-27. Male terminalia, in profile.

16 Mesoscutum along mid-line more than 1.5 times as long as mesopraescutum. Male proctiger with posterior angular lobes (Fig. 17). On Myrtaceae and Asteraceae . . . . . *Katacephala**

- Mesoscutum along mid-line less than 1.4 times as long as mesopraescutum. Male proctiger almost straight to rounded or lobed posteriorly, never angular (Fig.18). On Myrtaceae, *Nothofagus* spp. (Fagaceae), *Escallonia* spp. (Escalloniaceae), *Misodendrum* spp. (Misodendraceae), *Laureliopsis philippiana* (Laureliaceae) and *Eucryphia cordifolia* (Eucryphiaceae) . . . . . *Notophorina*

17 Forewings with cross-vein r-m, or with punctiform or partial fusion of veins Rs and M_{1+2} (Fig. 19). 18

- Forewings with veins Rs and M_{1+2} separate (Fig. 20) 19

18 Pronotum flattened laterally. Vertex strongly bulged anteriorly on either side of median suture (Fig. 21). Metabasitarsi usually with black spurs (reduced in *C. topali*) On Rhamnaceae . . . . . Connectopelma

- Pronotum with two lateral tubercles on either side (Fig. 22). Vertex forming short anterior lobes (Fig. 23). Metabasitarsi without spurs. On Zygophyllaceae . . . . . *Panisopelma*

19 Vertex flat, subrectangular (Fig. 24). On Fabaceae . . . . . *Prosopidopsylla*

- Vertex trapezoidal, strongly bulged anteriorly on either side of mid-line (Fig. 38) 20

20 Genal processes as long as (Fig. 38) or longer than vertex along mid-line. On *Colliguaja integerrima* (Euphorbiaceae) and *Kageneckia* spp. (Rosaceae) . . . . . Sphinia

- Genal processes shorter than vertex along mid-line. 21

21 Male parameres short and broad; distal segment of aedeagus with short lateral appendages (Fig. 25). On Fabaceae, Asteraceae, Solanaceae, Nolanaceae and Verbenaceae . . . . . Russelliana*

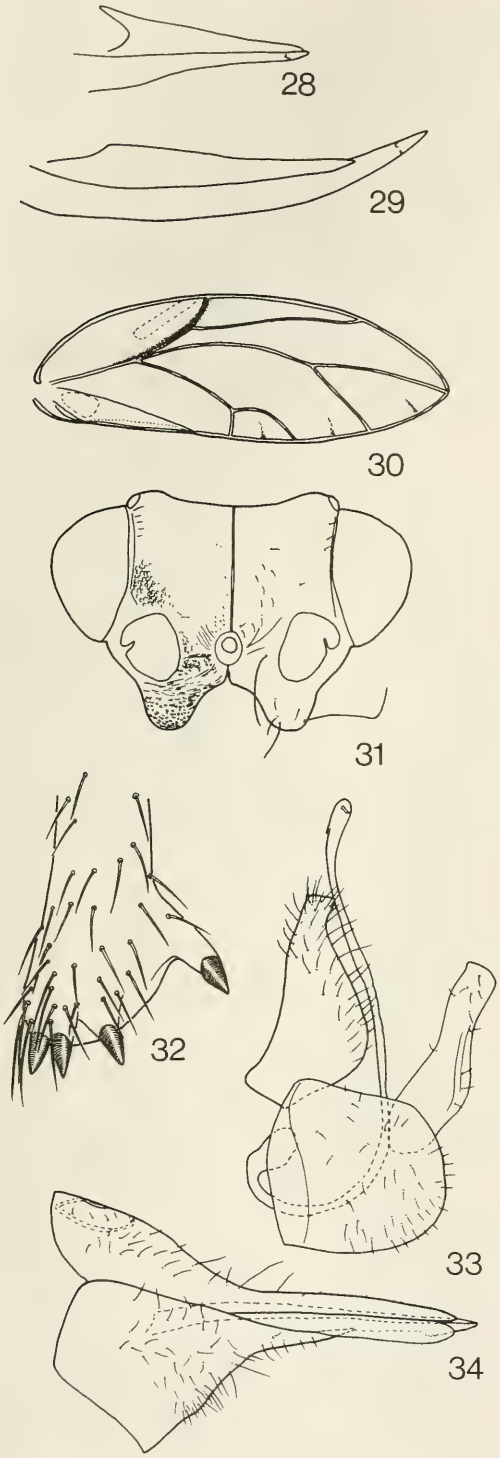
- Male parameres lamellar, slender; distal segment of aedeagus elongate, without or with small appendages in the middle (Figs. 26, 27) 22

22 Male parameres in profile widened in apical half; distal segment of aedeagus without humps in the middle (Fig. 26). Valvulae 2 in female straight (Fig. 28). On *Baccharis* spp. (Asteraceae) . . . . . .Neopelma

- Male parameres in profile tapering towards apex; distal segment of aedeagus with small humps in the middle (Fig. 27). Valvulae 2 in female weakly upturned (Fig. 29). . . . . *Zonopelma*

23 Forewings with subacute apex and often with characteristic brown or black streak along veins $R+M+Cu_1$, R and R_1; vein $R+M+Cu_1$ not strictly trifurcating (Fig. 30). Head with globular eyes and broadly separated, blunt genal processes (Fig. 31). Metatibiae often with more than 1 outer apical spur. On *Psidium guajava* (Myrtaceae) . . . . . *Triozoida**

- Forewings usually with strict trifurcation. Head either with strongly adpressed eyes or with subacute conical genal processes. Metatibiae with only 1 outer apical spur 24



Figures 28-34. 28. *Neopelma longiforceps* Burckhardt. 29. *Zonopelma australis* Burckhardt. 30, 31. *Triozoida limbata* (Enderlein). 32. *Egeirotrioza ceardi* (Bergevin), metatibial apex. 33, 34. *Trioza testacea* (Blanchard). 28, 29. Valvulae 2 and 3. 30. Forewing. 31. Head, dorsal view. 33. Male terminalia, in profile. 34. Female terminalia, in profile.

24 Outer apical metatibial spur on a large claw-like tubercle (Fig. 32). On *Populus* spp. (Salicaceae) . . . . . Egeirotrioza*†

- Outer apical metatibial spur not on large claw-like tubercle 25

25 Genal processes shorter than half vertex length 26

- Genal processes longer than half vertex length . . . *Trioza* p.p. 29

26 Metatibiae with 1+3 black apical spurs. Aedeagus long and very slender; apex of distal segment very long and narrow, often with ventral, subapical teeth (Fig. 33). Female terminalia often long and styliform (Fig. 34). On *Baccharis* spp. and other Asteraceae . . . . . *Trioza baccharidis* group

- Metatibiae with 1+2 black apical spurs. Aedeagus not extremely long and slender; apex of distal segment short and broad. Female terminalia never styliform. 27

27 Antennae completely black or, at most, with light segment 3. Polyphagous on herbaceaous plants . . . . . *Trioza nigricornis* group*†

- Antennal segments 3 to 6 light 28

28 Forewings shorter than 2.9 mm. On *Solanum tuberosum, Lycopersicon esculentum* and *Lycium andersoni* (Solanaceae) . . . . . Paratrioza*†

- Forewings longer than 2.9 mm. On Asteraceae . . . . . Trioza *hastata* group

29 Metatibiae with 1+3 black apical spurs; if with only 2 inner spurs then they are separated by more than 1 spur length 30

- Metatibiae with 1+2 black apical spurs, the inner ones separated by less than 1 spur length 31

30 Vein Rs of forewings concavely arched towards fore margin, ending distinctly proximal to line joining apices of vein Rs and Cu_{1a}. On *Citrus* spp. (Rutaceae) . . . . . *T. erytreae* group*†.

- Vein Rs of forewings straight or long, sinuous, ending on or distal to line joining the apices of veins Rs and Cu_{1a}. On *Berberis* spp. (Berberidaceae), Asteraceae and Myrtaceae. . . . . *T. berberidis* group

31 Forewings unevenly rounded apically. On *Ficus carica* (Moraceae) . . . . . *T. buxtoni group*†

- Forewings acute or subacute apically 32

32 Vein M_{1+2} of forewings more than twice the length of vein M_{3+4}; fore margin of forewings strongly arched, hind margin only weakly curved. Male proctiger with large posterior lobes. Female proctiger long. On *Rubus* spp. (Rosaceae) . . . . . *T. trisignata group*†

- Vein M_{1+2} of forewings less than twice as long as M_{3+4}; fore margin of forewings only slightly stronger curved than hind margin. Hind margin of male proctiger weakly produced or straight. Female terminalia short 33

33 Distal segment of aedeagus with two bent tubular processes in the middle. Oligophagous on Chenopodiaceae . . . . . *T. chenopodii* group*

- Distal segment without processes in the middle . . . 34

34 Surface spinules present in all cells of forewings, forming large fields. Oligophagous on Apiaceae . . . . . *T. apicalis* group*†

- Surface spinules largely reduced in apical half of forewings. On Lauraceae . . . . . *T. ocoteae group*

ACKNOWLEDGEMENTS

I thank C. Vergara, P. Mondaca (SAG, Santiago), A. Camousseight and M. Elgueta (MNHN, Santiago) for inciting the present paper. They, R. Muñoz (SAG, Santiago), D. Hollis (BMNH, London), J. Arias, V. Jerez and T. Cekalovic (Universidad de Concepción) kindly made material available for study which is gratefully acknowledged. M. Elgueta provided valuable comments on an earlier version of the manuscript. Thanks are also due to J. Wüest, G. Roth and the late J. Chevelu (MHN, Genève) for technical assistance with the illustrations, and D. Lanfranco (Universidad Austral, Valdivia), J. Petersen (Viña del Mar) and the staff of many National Parks for help in the field, and CONAF for granting permits to collect in National Parks.

LITERATURE

ANONYMOUS. 1988. Citrus greening bacterium and its vectors/ et ses vecteurs *Diaphorina citri* & *Trioza erytreae*. Bulletin OEPP/EPPO, *18*: 497-507.

ATGER, P. 1982. Le Psylle du poirier. INRA-CTIFL, Paris, 68 pp.

BURCKHARDT, D. 1986a. Biogeographie und Wirtspflanzenverhältnisse der Psylliden (Homoptera, Psylloidea) der gemässigten und subantarktischen Neotropis. Mitt. Schweiz. ent. Ges., *59*: 427-433.

BURCKHARDT, D. 1986b. A new *Russelliana* species (Homoptera: Psyllidae) on *Adesmia* (Leguminosae). Rev. Chilena Ent., *14*: 95-97.

BURCKHARDT, D. 1987a. Jumping plant lice (Homoptera: Psylloidea) of the temperate neotropical region. Part 1: Psyllidae (subfamilies Aphalarinae, Rhinocolinae and Aphalaroidinae). Zool. J. Linn. Soc., *89*: 299-392.

BURCKHARDT, D. 1987b. Jumping plant lice (Homoptera: Psylloidea) of the temperate neotropical region. Part 2: Psyllidae (subfamilies Diaphorininae, Acizziinae, Ciriacreminae and Psyllinae). Zool. J. Linn. Soc., *90*: 145-205.

BURCKHARDT, D. 1988. Jumping plant lice (Homoptera: Psylloidea) of the temperate neotropical region. Part 3. Calophyidae and Triozidae. Zool. J. Linn. Soc., *92*: 115-191.

BURCKHARDT, D. 1992. Biogeografía de los psílidos (Homoptera; Psylloidea) de la zona temperada del Hemisferio Sur, con especial referencia a Chile. XIV Congreso Nacional de Entomologia, Santiago: 15-19.

BURCKHARDT, D. & I.D. HODKINSON. 1986. A revision of the west Palaearctic pear psyllids (Hemiptera: Psyllidae). Bull. ent. Res., *76*: 119-132.

BURCKHARDT, D. & P. LAUTERER. 1989. Systematics and biology of the Rhinocolinae (Homoptera: Psylloidea). J. Nat. Hist., *23*: 643-712.

BURCKHARDT, D. & M. MARTINEZ. 1989. Note sur la présence au Honduras d'un redoutable ennemi des citrus: *Diaphorina citri* Kuwayama (Hom. Psylloidea Psyllidae). Bull. Soc. ent. France, *94*: 65-66.

BURTS, E.C. 1970. The pear psylla in Central Washington. Washington Agricultural Experiment Station, Circular 516, 13 pp.

BURTS, E.C. & W. B. HILL. 1987. Bibliography of psyllids attacking pear trees. Melanderia, *45*: 1-18.

GONZÁLEZ, R.H. 1981. Dos nuevas plagas del peral en la VII región: *Proeulia auraria* (Clarke) y *Psylla piricola* Först. Revta Fruticola, Chile, *2*: 15: 17-18.

GONZÁLEZ, R.H. 1985. El psilido del peral, *Psylla pyricola* Foerster, no existe en Chile. Revta. Fruticola, Chile, *6*: 99.

GONZÁLEZ, R.H. 1989. Insectos y Acaros de importancia Agricola y Cuarentenaria en Chile. Universidad de Chile, BASF, 310 pp.

HODKINSON, I.D. 1984. The taxonomy, distribution and host-plant range of the pearfeeding psyllids (Homoptera: Psylloidea). In: P. Atger *et al.* Colloque "Lutte Intégrée contre les Psylles du Poirier", Bull. SROP: 33-44.

HODKINSON, I.D. 1989. Jumping plant lice (psyllids) and significant aspects of two recent introductions into South America and the Pacific. FAO Plant Prot. Bull., *37*: 180-181.

HODKINSON, I.D. 1991. A review of *Katacephala* Crawford with the description of an allied genus from south America (Insecta, Homoptera, Psylloidea). Zool. Scripta, *20*: 77-87.

HUSAIN, M.A. & D. NATH. 1927. The citrus psylla (*Diaphorina citri* Kuw.), Psyllidae: Homoptera. Mem. Dep. Agr. India, *10*: 5-27.

KLEIN KOCH, C. & L.S. CAMPOS. 1978. Biocenosis del tamarugo (*Prosopis tamarugo* Philippi) con especial referencia de los artrópodos fitófagos y sus enemigos naturales. Z. ang. Ent., *85*: 86-108.

MEAD, F.W. 1976. The South African citrus psyllid, *Trioza erytreae* (Del Guercio) (Homoptera: Psyllidae). Fla. Dept. Agr. & consumer serv., Entomology Circular, 168, 4 pp.

MEAD, F.W. 1977. The Asiatic citrus psyllid, *Diaphorina citri* Kuwayama (Homoptera: Psyllidae). Fla. Dept. Agr. & consumer serv., Entomology Circular, 180, 4 pp.

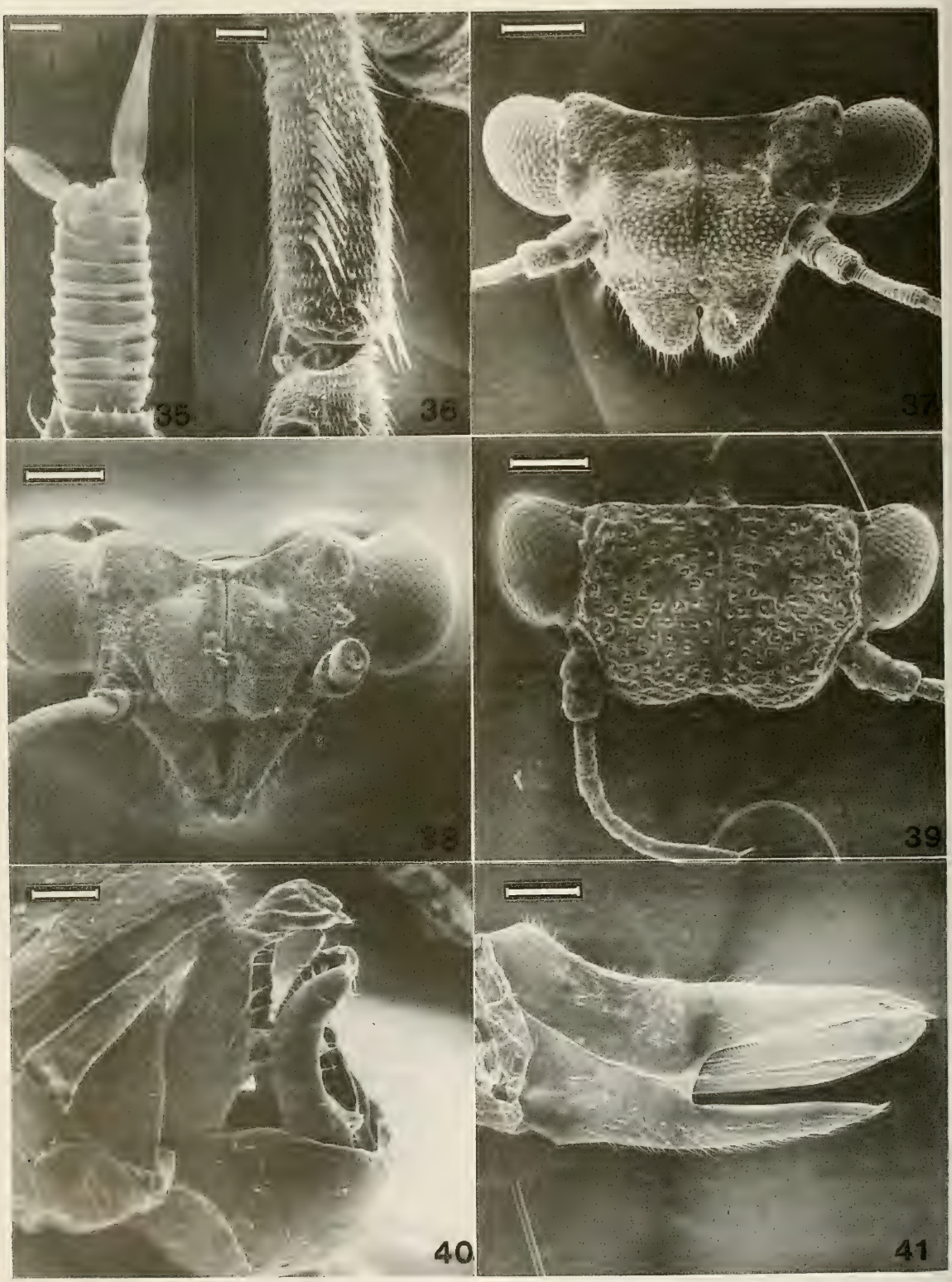
MUDDIMAN, S.B., I.D. HODKINSON & D. HOLLIS. 1992. Legume-feeding psyllids of the genus *Heteropsylla* (Homoptera: Psylloidea). Bull. Ent. Res., *82*: 73-117.

MÜLLER, H.J. 1956. Psylloidea (Westw). CB. In P. Sorauer, Handbuch der Pflanzenkrankheiten, Tierische Schädlinge an Nutzpflanzen. Ed. O. Appel, H. Blunk & H. Richter. 5th ed., vol. 5(3): 306-331.

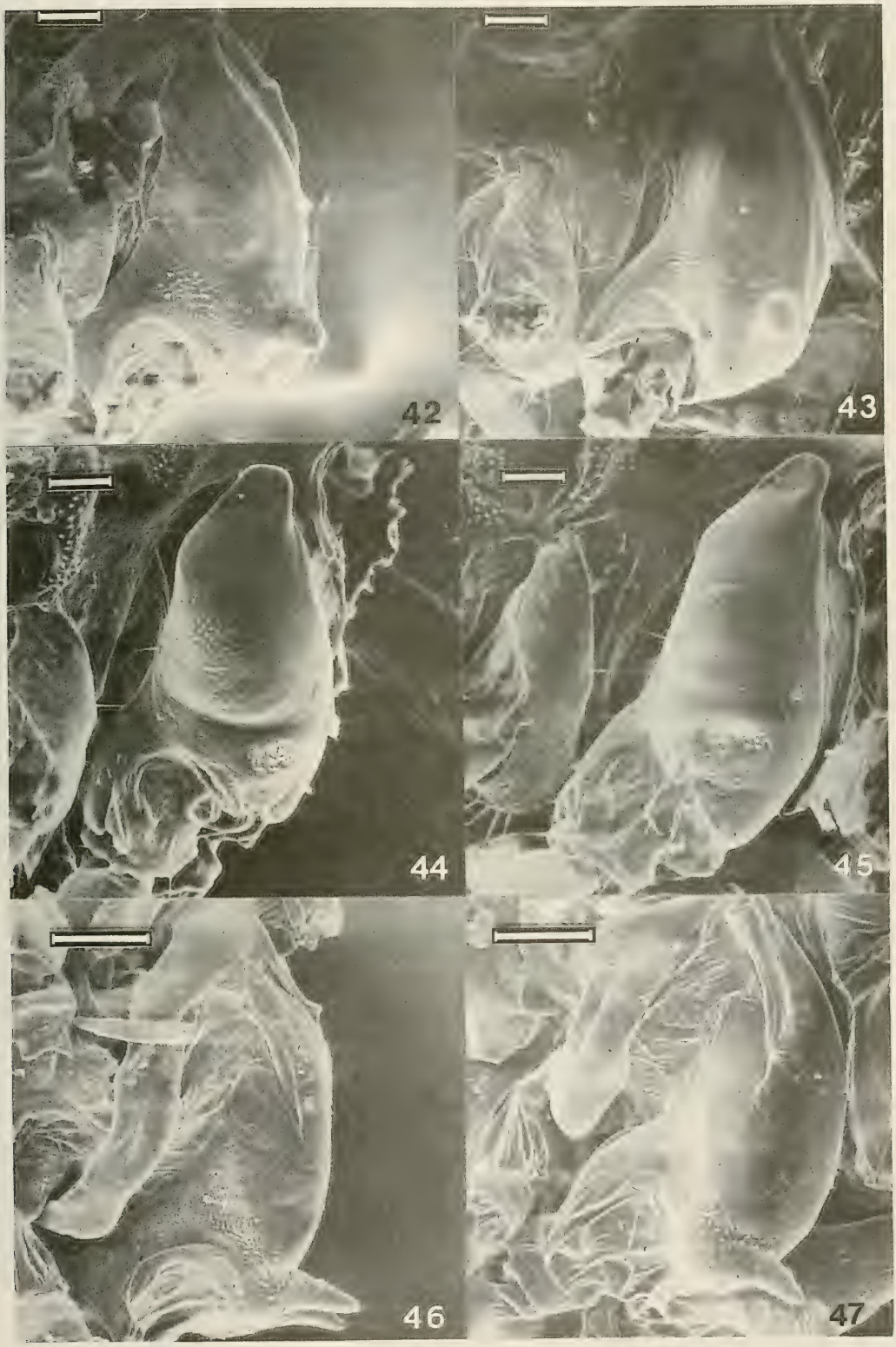
PFLUGFELDER, 0. 1941. H.G. Bronns Klassen und Ordnungen des Tierreichs, vol. 5 (3), 95 pp.

TUTHILL, L.D. 1959. Los Psyllidae del Perú Central (Insecta: Homoptera). Revta. Peruana Ent. Agr., *2*: 1-27.

VAN DEN BERG, M.A. 1990. The citrus psylla, *Trioza erytreae* (Del Guercio) (Hemiptera: Triozidae): A review. Agriculture, Ecosystems and Environment, *30*: 171-194.



Figures 35-41. 35-37, 41. *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell). 38. *Sphinia* sp. 39, 40. *Tainarys sordida* Burckhardt. 35. Antennal segment 10. 36. Mesotibia. 37-39. Head, dorsal view. 40. Male terminalia, in profile. 41. Female terminalia, in profile. Scales in µm: 35: 10; 36: 20; 37-39, 41: 100; 40: 50.



Figures 42-47. Metacoxae. 42, 43. *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell). 44, 45. *Tainarys sordida* Burckhardt. 46, 47. *Sphinia* sp. 42, 44, 46. Lateral view. 43, 45, 47. Postero-lateral view. Scales in µm: 42-45: 50; 46, 47: 100.

VAN DEN BERG, M.A. & C.D. FLETCHER. 1988. A bibliography of the citrus psylla, *Trioza erytreae* (Del Guercio) (Hemiptera: Triozidae), up to 1987. Phytoparasitica, *16*: 47-61.

WHITE, I.M. & I.D. HODKINSON. 1985. Nymphal taxonomy and systematics of the Psylloidea (Homoptera). Bull. Br. Mus. nat. Hist. (Ent.), *50*: 153-301.

WILDBOLZ, Th. 1992. Drei Blattsaugerarten auf unseren Birnbäumen. Schweiz. Zeitschr. Obst- und Weinbau, *128*: 87-92.

TABLE 1
PSYLLID SPECIES DEVELOPING ON SUBTROPICAL AND TEMPERATE CROP PLANTS

Rutaceae: *Citrus* spp.	*Diaphorina* citri Kuwayama	Oriental, Saudi Arabia, Brazil, Honduras
	Trioza erytreae (del Guercio) (*T. erytreae* group)	Afrotropical
Rosaceae: *Pyrus* spp.	*Cacopsylla pyri* (Linnaeus)	Palaearctic
	Cacopsylla pyricola (Förster)	Holarctic, ?Argentina
	Cacopsylla bidens (Šulc)	Europe, Chile
	Cacopsylla permixta Burckhardt & Hodkinson	Middle East
	Cacopsylla fera (Baeva)	Central Asia
	Cacopsylla pyrisuga (Förster)	Palaearctic
Rosaceae: *Malus* spp.	*Cacopsylla mali* (Schmidberger)	Holarctic
	Cacopsylla costalis (Flor)	Europe
Rosaceae: *Prunus* spp.	*Cacopsylla pruni* (Scopoli)	Europe, Middle East
	Psylla trimaculata Crawford	Nearctic
Rosaceae: *Rubus* spp.	*Trioza tripunctata* Fitch (*T. trisignata* group)	Nearctic
	Trioza trisignata Löw (*T. trisignata* group)	Europe
Ericaceae: *Vaccinium* spp.	*Cacopsylla myrtilli* (Wagner)	Holarctic
Moraceae: *Ficus carica*	*Homotoma ficus* (Linnaeus)	Palaearctic
	Trioza buxtoni Laing (*T.buxtoni* group)	Middle East
Oleaceae: *Olea europaea*	*Euphyllura olivina* (Costa)	West Palaearctic
	Euphyllura straminea Loginova	West Palaearctic
	Euphyllura phillyreae Förster	West Palaearctic
Oleaceae: *Fraxinus excelsior*	*Psyllopsis fraxinicola* (Förster)	West Palaearctic, introduced into North America, Australia, Chile (UNCO data)
Lauraceae: *Persea* spp.	*Trioza perseae* Tuthill (*T.ocoteae* group)	Peru
	Trioza anceps Tuthill (*T. ocoteae* group)	Mexico
Lauraceae: *Laurus nobilis*	*Trioza alacris* Flor	originally Palaearctic, now cosmopolitan, Argentina, Brazil, Chile

Myrtaceae: *Psidium guajava*	*Katacephala psidii* (Tuthill)	Peru, Chile (SAGS; MHNG data)
	Triozoida limbata (Enderlein)	Panama, Mexico, Trinidad, Ecuador, Colombia, Brazil, Bolivia, Peru, Chile, Argentina
Myrtaceae: *Eucalyptus* spp	*Ctenarytaina eucalypti* (Maskell)	Australia, Europe, North America, Africa
	Spondyliaspidini gen. spp.	Australia, North America
Fabaceae: *Prosopis* spp.	*Heteropsylla obscura* Muddiman, Hodkinson & Hollis	Peru, Chile
Fabaceae: *Cercis siliquastrum*	*Cacopsylla pulchella* (Löw)	West Palaearctic
Fabaceae: *Acacia* spp.	*Acizzia uncatoides* (Ferris & Klyver)	Australia, New Zealand, Mediterranean, USA, Chile
	Acizzia acaciaebaileyanae (Froggatt)	Australia, New Zealand, Mediterranean
Anacardiaceae: *Schinus molle*	*Calophya schini* Tuthill	Peru, Chile, California, New Zealand
Salicaceae: *Populus* spp.	*Camarotoscena speciosa* (Flor)	Palaearctic
	Egeirotrioza ceardi (Bergevin)	North Africa, Middle East
Solanaceae: *Solanum* spp.	*Paratrioza cockerelli* (Šulc)	North America
	Russelliana solanicola Tuthill	Peru, Bolivia, Chile, Argentina
Solanaceae: *Capsicum* spp.	*Paratrioza cockerelli* (Šulc)	North America
	Russelliana capsici Burckhardt	Argentina, Brazil
Apiaceae: *Daucus carota*	*Trioza apicalis* Förster (*T. apicalis* group)	Palaearctic
oligophagous on Chenopodiaceae	*Trioza chenopodii* Reuter (*T. chenopodii* group)	Palaearctic, Eastern USA (MHNG data), Chile (MHNG data)
polyphagous on herbaceous plants	Trioza nigricornis Förster (T. *nigricornis* group)	Palaearctic
	Trioza tremblayi Wagner (*T. nigricornis* group)	Palaearctic
	Triosa trigonica Hödkinson (*T. nigricornis* group)	Palaearctic

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 69-76

GLYPTOSCELOIDES DENTATUS, A GENUS AND SPECIES OF EUMOLPINAE NEW TO CHILE (COLEOPTERA: CHRYSOMELIDAE)

INGOLF S. ASKEVOLD[1] AND R. WILLS FLOWERS[2]

ABSTRACT

Study of known South American genera described in the tribe Eumolpini, sections Edusites and Iphimeites strongly suggests that specimens of a previously unidentified species of Eumolpinae represent an undescribed genus and species. The genus *Glyptosceloides* is described as new, from Chile, including the new single species. *G. dentatus.*

RESUMEN.

El estudio de los géneros descritos en la tribu Eumolpini, secciones Edusites e Iphimeites, indica que los especímenes de una especie no identificada hasta ahora representan un género y especie no descritos. Se describe un nuevo género para Chile, *Glyptosceloides,* con una sola especie *G. dentatus*, n. sp.

INTRODUCTION

The Eumolpinae of Chile comprise 11 or 12 genera, including about 27 described species (Askevold, in prep. a &b). At least 5 of these genera are endemic to this narrow country, which is bounded by desert to the north, extreme cold to the south, and the Andes to the east. Two of these genera, *Stenomela* Erichson and *Hornius* Fairtnaire, are perhaps the most primitive of the subfamily, making the fauna a rather unique and limited one. Chilean species of genera that are not endemic to Chile are generally single members of groups that are widespread in the Neotropics, some even extending into North America.

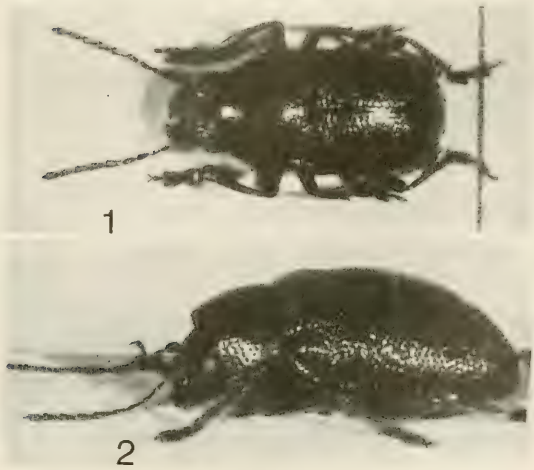
Over the years that Jan Bechyné published on Eumolpinae (for references, see Seeno *et al.*, 1976), a large number of genera and species were described, rendering study of the Neotropical Eumolpinae a difficult task. It is difficult to rationalize description of new genera in this context. Numerous taxonomic problems persist, well illustrated by the genus *Jansonius* Baly (Askevold & LeSage, 1990). ISA has examined the type specimens of all species of Chrysomelidae described from Chile, and RWF is familiar with almost all New World genera of Eumolpinae. Therefore, despite existing taxonomic confusion among Neotropical eumolpines, we are confident that the genus and species described herein must be distinct from all other Neotropical Eumolpinae, readily recognizeable among Chilean and other Neotropical genera.

Terminology of female genitalia follows Lindroth (1957); that for male genitalia follows Askevold & LeSage (1990).

GLYPTOSCELOIDES, Askevold and Flowers, new genus.

Type species: *Glyptosceloides dentatus* Askevold and Flowers.

[1]Entomology-Biological Control.
[2]Plant-Insect Interactions, Division of Agricultural Sciences, Florida A & M University, Tallahassee, FL 32307-2926, USA.
(Received: November 3, 1993. Accepted: February 18, 1994)



Figures 1-2: Habitus photograps of *G. dentatus*: (1) dorsal aspect, (2) lateral aspect.

Etymology: the genus is named in reference to the genus *Glyptoscelis* Dejean, the Chilean species of which, *G. pulvinosus* (Blanchard), *G. dentatus* resembles in size, colour and elytral rugosity.

Diagnosis and Description: pygidum with incomplete, broad, shallow median furrow, the furrow flat (Fig. 10); profemur with large acute ventral tooth at midlength (Fig. 5); tibiae multicarinate, the carinae prominent but incomplete; tibiae strongly flared at apex; prothorax with distinct ocular lobes, lobes projecting ventrally and forming discontinuity with prosternum (Figs. 3, 6); prothorax, head and mandibles of male enlarged. Because the genus is monobasic, description of *G. dentatus* provides other specific structural details.

GLYPTOSCELOIDES DENTATUS
Askevold and Flowers, new species.
(Figs. 1- 17)

Type specimens: Holotype ♂ (Museo Nacional de Historia Natural, Santiago): "Hungarian Soil-Zool. Exp. CHILE: Prov. Coquimbo, Socos, 12.XI.1965 / Nr. P-B. 113 leg. Mahunka". Of the remaining 142 specimens examined, listed below, 113 are designated paratypes.

Type Locality: Socos, in the province of Coquimbo.

Etymology: The species is named in reference to the broad profemoral tooth.

DESCRIPTION:

Length, pronotum and elytra 4.50-6.00 mm (♂♂), 5.00-6.80 mm (♀♀); width at humeri 2.30-3.00 mm (♂♂), 2.80-3.60 mm (♀♀).

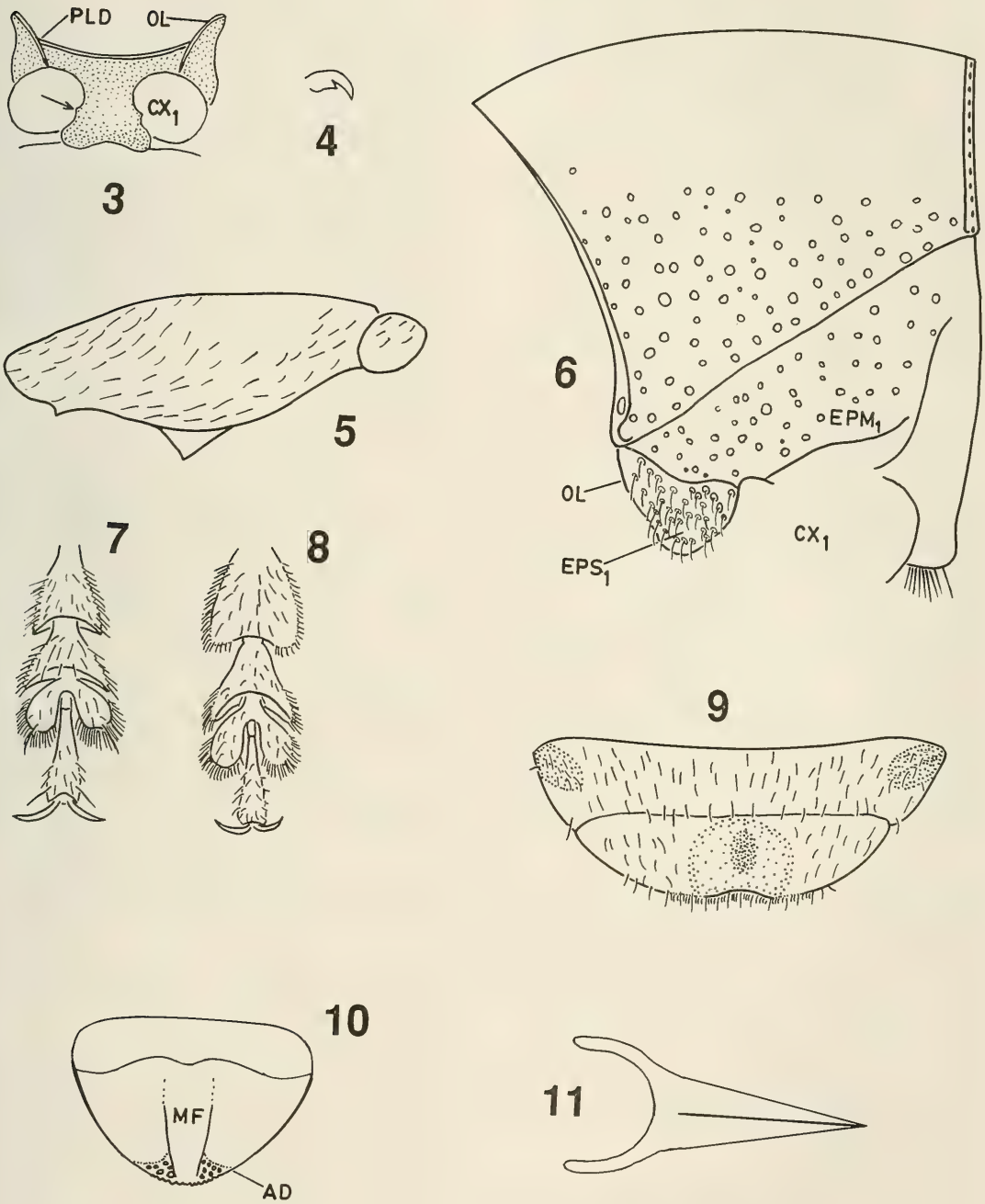
Body (Fig. 1,2) obovate; head, pronotum, elytra, underside bronzish, bronzish-black or metallic green; femora and tibiae entirely pale reddish to entirely bronzish-black or metallic green, tarsi dark with metallic sheen, in most specimens individual antennomeres, tarsomeres, femora and tibiae reddish at extreme base.

Head with labrum apically emarginate, with 4 or 5 subapical setae placed in emargination. Frons and clypeus densely, coarsely punctate, punctures confluent in some specimens to form longitudinal rugae laterally and on vertex; surface between punctures coarsely microreticulate; clypeus emarginate apically, with setae at outer angle of emargination; each puncture of frons with short white prostrate seta. Eyes elongate-oval, weakly emarginate next to antennal insertion.

Antennae with scape irregularly globose; pedicel subglobose, slightly shorter than scape, distinctly shorter than segment 3; segments 1-4 reddish brown, remaining segments blue-black, all segments with scattered white setae; 3-6 elongate, slightly wider at apices; 7-10 flattened, asymmetrical and subserrate, distinctly wider at apices, 7 and 8 broader than following segments; 11 narrower, spindle-shaped, apically conical.

Mouthparts. Maxillary palp with apical segment spindle-shaped. Mandibles large, robust (larger in ♂♂), laterally uniformly curved, apical teeth broad, slightly acute, with broad occlusal edge; with outer surface coarsely densely punctate and with long white prostrate setae.

Prothorax (Fig. 3,6) subquadrate, L/W = 0.62 - 0.76 (♂♂), 0.56 - 0.70 (♀♀); disc medially finely punctate, punctures separated by several



Figures 3-11: Structures of *G. dentatus*: (3) prosternum (arrow is point of measuring width); (4) claw; (5) left profemur; (6) prothorax of ♂; (7) left ♀ mesotarsus; (8) left ♂ mesotarsus; (9) apical two abdominal sternites of ♂; (10) pygidium of ♂; (11) tegmen of aedeagus. Abbreviations: AD = apical declivity; CX_1 = procoxal cavity; EPM_1 = proepimeron; EPS_1 = proepisternum; MF = median furrow; OL = ocular lobe; PLD prosternal-ocular lobe discontinuity.

times their diameters, laterally with mixture of punctulae and very coarse punctures, separated by approximately their own diameters; surface between punctures coarsely microreticulate to shagreened in some specimens, especially laterally, disc laterally somewhat swollen, obscuring lateral margin (♂♂), or not swollen (♀♀). Lateral margins with distinct uniform bead, evenly curved (dorsal view), directed strongly obliquely downward from posterior to anterior angles; anterior angle directed forward; basal margin with uniformly broad, flattened marginal bead, bead with single row of shallow punctures; each angle with single erect short seta in large puncture, anterolateral seta situated sublaterally on anterior bead. Proepisternum with anterior margin convex, forming ocular lobes, ventrally distinctly raised and discontinuous with anterior margin of prosternum; surface coarsely punctate, each puncture with long seta. Proepimeron glabrous, coarsely punctate, punctures separated by distance greater than their diameter, intervening surface microreticulate to shagreened. Prosternum (Fig. 3) anteriorly recessed for reception of base of head; anterior margin prominently raised as slender high margin, surface markedly excavate behind margin; entire surface with long slender erect setae; broad, 1.10 X diameter of procoxa, widened behind coxae; longer than either mesosternum or metasternum.

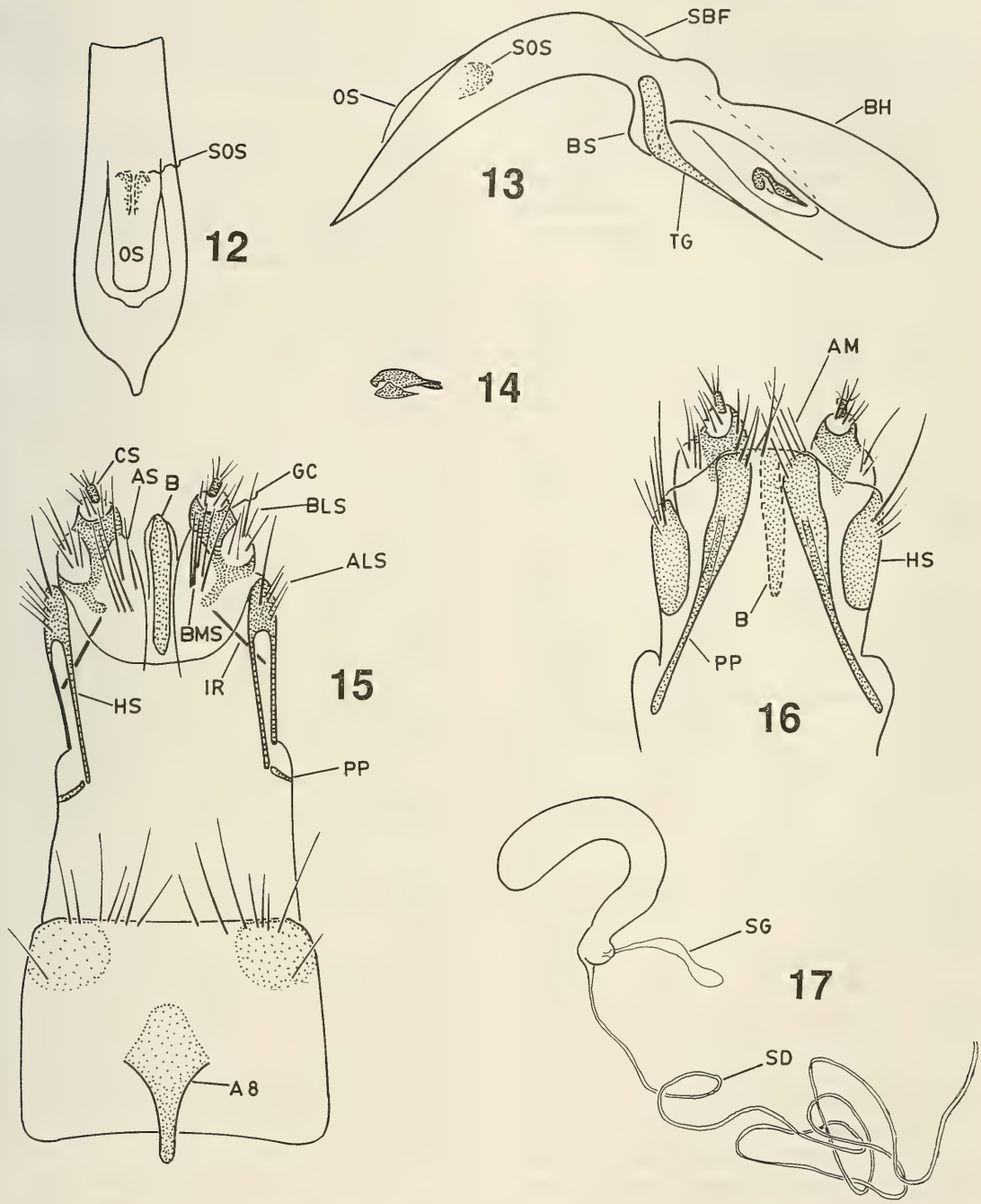
Mesosternum flat, broad, slightly narrower than prostemum, width = 0.80 X width of middle coxa, densely and moderately coarsely punctate, with moderately long prostrate white setae. **Metasternum** short, slightly swollen anterior to hind coxae, only slightly longer than mesosternum; densely and moderately coarsely punctate, with moderately long prostrate white setae.

Legs (Fig. 4,5,7,8) robust, densely punctate and sparsely covered with long prostrate setae, surface alutaceous. Femora strongly swollen in middle, entirely pale reddish brown to entirely infuscate or with only extreme base reddish; profemora with large ventral tooth at mid-length (Fig. 5). Tibiae gradually widening toward apex and strongly expanded in apical fourth; protibiae somewhat curved, wider in apical half; tibiae multicarinate, slightly to moderately sulcate between carinae, and with long setae arranged linearly in sulci, meso- and metatibiae somewhat flattened on anterior surface. Tarsi densely and uniformly pilose beneath; basal tarsomere of all legs expanded (especially ♂♂), those of fore- and middle legs (Fig. 8) more strongly so (almost as wide as long) than those on hind legs; second tarsomere broadly triangular, with acute apicolateral angles; third tarsomere shorter and narrower than second, deeply bilobed, with lobes rather slender. Claws robust, with broad, basal, slightly acute tooth (Fig. 4).

Elytra coarsely, irregularly punctate on disc; sparsely to densely, coarsely transversely rugose, especially laterally and at midlength; most punctures separated by distance equal to or slightly greater than their diameters in most specimens; surface between punctures microreticulate, punctures toward apex becoming regular, forming striae; intervals convex to costate, with regular, single row of punctulae, punctulae in apical area bearing very short seta; humeri prominent, rounded; basal calli weakly developed; postbasal depression absent. Sides subparallel, slightly converging; apex conjointly broadly rounded. Basal margin moderately to markedly costate, costa obliterated toward scutellum. Epipleuron narrow, acutely raised, slanting inward, tapering evenly from base to apex, finely setose apically.

Scutellum triangular, base 1.40 X length; with punctures absent to several, fine to coarse.

Abdomen with basal segment slightly longer, remaining segments subequal in length; surface densely and moderately coarsely punctate, with moderately long prostrate white setae, surface between punctures finely alutaceous or microreticulate. Apical sternum with shallow subapical median depression in both sexes, apical margin shallowly emarginate medially in both sexes; male with median subapical area glabrous, microreticulate, impunctate, reddish brown (Fig. 9); female with similar but smaller median subapical area; 4th



Figures 12-17: Genitalia of *G. dentatus*: MALE: (12) apical view of median lobe; (13) lateral view of median lobe; (14) internal sac sclerite (dorsal view). FEMALE: (15) ventral aspect of segment VIII, hemisternites and gonocoxae; (16) dorsal aspect of hemistemites and gonocoxae; (17) spermatheca. Abbreviations: ALS apicolateral setae of hemisternites; AM = apicomedian setae of hemisternites; AS apical setae of gonocoxa; A8 = apodeme of sternum VIII; B = baculum; BH = basal hood; BLS = basolateral setae of gonoxa; BMS = basomedian setae of gonocoxa; BS = basal spur; CS = coxostylus; GC = gonocoxae; HS = hemisternites of segment XI; IR = internal lateral rod; OS = orificial sclerite; PP = dorsal portion of hemisternites of segment XI; SBF = subbasal fenestra; SD = spermathecal duct (about half its length illustrated); SG = spermathecal gland; SOS = suborificial sclerites; TG = tegmen.

segment with broad lateral depression, extending onto 3rd segment in some specimens.

Pygidium (Fig. 10) with longitudinal median groove broad, shallow, flat, becoming obsolete on apical one-fourth; its lateral margin slightly acutely projecting inward; with subbasal bisinuate line, and subapical biarcuate line demarcating slight declivity, apical declivous area coarsely punctate, smooth between punctures; apical margin crenulate; lateral margin carinate.

Sexual dimorphism. Female like male except as follows: head smaller, mandibles smaller and less robust; pronotal disc laterally not so swollen, the lateral margin entirely visible from above; basal tarsomeres of all legs not expanded (as in Fig. 7); apical sternum medially punctate and microreticulate, not so deeply impressed.

Genitalia and associated structures. MALE. (Fig. 11-13) Median lobe (Fig. 13) in general shape typical of Eumolpinae; with long, lightly sclerotized basal hood, lacking distinct apodemes; with subbasal fenestra; with prominent basal spurs; tegmen robust, fused along midline (Fig. 11); internal sac with pair of slender suborificial sclerites (Fig. 12) and basal irregularly shaped sclerite complex (Fig. 14; apical when endophallus inflated); flagellum extremely long, rather abruptly thickened at base. **FEMALE.** (Fig. 15-17) **Sternum VIII** with short basal apodeme; sternum otherwise only with poorly sclerotized apicolateral area; apical margin with numerous sparse extremely long setae; **hemisternites** with cluster of apical setae; **paraprocts** separated into pair of slender dorsal rods with cluster of apicomedian setae; **baculum** distinct, apical, almost as long as gonoxa; gonocoxae large, with apical ring of setae, with subapical sclerotized cylinder and basolateral unsclerotized area, with cluster of 6-7 basolateral setae, with cluster of 6-7 basomedian setae; **coxostyli** distinct, with several distinct long setae. In addition to these structures that are normally found in the female external genitalia, there is also a pair of very slender, oblique, internal rods (Fig. 15); we do not know with what these are homologous and merely use the term internal rods for convenience. **Spermatheca** (Fig. 17) with elongate, transverse meshes; slightly constricted at ramus; spermathecal duct attached basally, very elongate, forming few loose irregular coils (only half illustrated).

Intraspecific variation. Specimens are metallic green or bronze; legs vary in color from entirely reddish to entirely metallic; punctures of the pronotum vary in size, and the intervening surface various from distinctly microreticulate to coarsely shagreened; punctures of the head vary in density and the extent to which they coalesce to form rugae.

Distribution. Specimens have been examined only from the Coquimbo Region, Chile. No specimens have been found collected outside of Chile.

Material Examined. Chile. Región de Coquimbo: Prov. Elqui: Depto. Ovalle, Tres Cruces EP Reed (CAS 3), 4-XII-37 EP Reed (CAS 1); Cuesta S. Cruz [may be Santa Cruz mineral, near Tres Cruces] 1938 Reed (USNM 2; CAS 2); La Serena 1.Nov.1957 LE Peña (CMNH 1); Coquimbo XI-61 (OHIO 2; ISAC 1); Vicuña 15.X.1983 L. Peña (ISAC 1), no date Reed leg. (USNM 4); S[an]. Isidro (CHIL 1); Dept. La Serena, Las Cardas Sept. Nov.1947 EP Reed (CAS 1), 3 December 1949 EP Reed (CAS 12). **Prov. Limarí:** Tr[anque]. Recoleta, R. Hurtado 2.Nov. 1957 LE Peña (CMNH 1; ISAC 1); Socos 12.Xl. 1965 Mahunka P-B Nr. 113 (ISAC 6; RWF 4; TMB 54; CHIL 3); Rio Guatulame 13-XI-1961 LE Peña (BMNH 1); Manquehua, Majada Blanca 1.64 (OHIO 5; ISAC 2; SMC 1); San P. de Quille, S.W. Punitaqui 15.Nov.1961 LE Peña (CMNH 2; ISAC 1). **Prov. not determined:** Incienso [=*Flourensia thurifera*] El Pepe 7-XI-44 (CHIL 1; CAS 1);

Additional specimens found in press, not seen by authors:
Prov. Elqui: Totoralillo 14.X.91 E Arias (CHIL 1); Las Cardas, 40 km S la Serena 4.XI.52 R Wagenknecht, sobre *Flourensia thurifera* ("incienso" (CHIL 22); 746 [handwritten Philippi label], 1089 Myochrous

flourensiae / Ph. 1209. Coq[uimbo]. [handwritten Philippi label] (CHIL 3). **Prov. Limarí:** Socos 9.XI.91 T Fichet (CHIL 1); El Divisadero (E Punitaqui) 23.XI.1971 G Rojas (CHIL 1). **Prov. Choapa:** Conchalí (N Los Vilos) 22.VIII.1984 G. Carrasco (CHIL 1).

Comparison with other genera.
Glyptosceloides was compared with various other Neotropical genera of Eumolpinae. *Eurysarcus* Lefèvre, *Vianeta* Bechyné and *Prionodera* Chevrolat bear considerable resemblance, but are evidently not congeneric. Few genera of Neotropical eumolpines have both enlarged mandibles and toothed profemora, therefore *Glyptosceloides* is unlikely to be confused with other genera.

Argoa. *Argoa* species compared were *A. rugulosa* Lefèvre and *A. tibialis* Chapuis. Of all Neotropical eumolpine genera known to us, *Glyptosceloides* appears most closely related to *Argoa,* with which it shares the following characters: 1) toothed profemora; 2) lateral rugosities on elytra; 3) incomplete median groove on pygidium; 4) sexual dimorphism in enlargement of hind basitarsus; 5) sexual dimorphism in shape of pronotum. *Glyptosceloides* can be distinguished from *Argoa* by the following combination of characters: 1) body shape obovate (oval in *Argoa*); 2) mandibles of males much larger than those of females (no sexual dimorphism in mandibles of *Argoa*); 3) apical half of antennae subserrate (submoniliform in *Argoa*).

Eurysarcus. Four species were compared with *G. dentatus: E. abiroides* Lefèvre, *E. dejeani* Lefèvre, *E.foveicollis* Lefèvre and *E. rufinus* Lefèvre. They are similar to, in shape of the pronotum; proepisterna forming ocular lobes; markedly broadened basal pro- and mesotarsomere of males; enlarged mandibles of males; and broad and flat basal pronotal margin. They differ from *Glyptosceloides* in lack of profemoral tooth; pygidial furrow deeper and complete to the apical margin; elytra not to hardly transversely rugose, with indistinct to quite well developed costae laterally and on declivity; tibiae enlarging apically but not so markedly costate; basal pronotal margin not punctate, surface laterally not shagreened between punctures; and larger in size.

Vianeta. Four species were compared with *G. dentatus: V. varians* Bechyné, *V. argentinensis* Bechyné, *V. uberaba* Bechyné and *V. podoxenus* Bechyné. They are similar to in the toothed profemur; proepisterna forming ocular lobes; raised anterior prosternal margin; and transversely rugose elytra. *Vianeta* differs in the complete and uniformly deep pygidial furrow; legs rufous in most specimens, basal tarsomeres not so expanded in males; mandibles not enlarged in males; tibiae not carinate nor sulcate nor widening toward the apex; profemur not so robust; and more elongate, slender body shape.

Prionodera. Four species were compared with *G. dentatus*: *P. bicolor* (Olivier), *P. lutea* Erichson, *P. kirschi* (Lefèvre) and *P. marshalli* Lefèvre. This genus shares with *Glyptosceloides* the toothed profemur and raised anterior margin of the prosternum. *Prionodera* differs in the complete lack of median furrow of pygidium; proepisterna not forming ocular lobes; pronotum, head and mandibles not enlarged in males; basal tarsomere only weakly expanded in males, distinctly longer than wide; and larger size and more elongate body shape.

Among Chilean eumolpine genera, only *Dictyneis* Baly (of authors) has toothed femora; however, this genus belongs to the Myochroites and is distinct in pygidial shape, toothed lateral pronotal margin, vestiture (scales) of the prothorax and elytra, tuberculate elytra and all femora toothed. Like *Glyptoyceloides dentatus*, one species of *Glyptoscelis* in Chile has similarly transversely rugose elytra; *Glyptoscelis* species, however, have scales and setae covering the entire beetle, lack the femoral tooth, and a less well developed (to almost absent) pygidial furrow.

Placement of *Glyptosceloides* within Eumolpinae.
Reid (1993:61) noted that "at present it is impossible to define any suprageneric group of the Eumolpinae to include all of its currently

included members." Similarly, it is not possible to ascertain which genera one should examine to determine the most appropriate position of a new genus within the existing classification; even some of the most distinctive groups within the Eumolpinae are very heterogenous assemblages (Askevold & LeSage 1990). Based on the classification of Chapuis (1874; still the only one for the Neotropical fauna) and which is used by Seeno and Wilcox (1982), *Glyptosceloides* belongs in the section Edusites of the tribe Eumolpini.

The characters of Edusites are proepisterna forming ocular lobes, and elytra laterally rugose. The only New World members of this section are *Argoa* Lefèvre, *Auranius* Jacoby, and *Tymnes* Chapuis. *Argoa*, compared with *Glyptosceloides* above, is unlikely to be confused with it. Two other New World edusine genera, *Auranius* and *Tymnes,* are readily distinguishable from *Glyptosceloides. Auranius* is monotypic; *A. robustus* Jacoby is a large weevil mimic from Brazil. *Tymnes* is a northern genus, extending south only to Guatemala; species of this genus lack both toothed profemora and sexual dimorphism of the head. Based on comparison with these genera, we are confident that *Glyptosceloides* belongs in this assemblage of taxa and that it is also distinct from them.

ACKNOWLEDGEMENTS

Research on the part of ISA was supported by a Natural Sciences and Engineering Research Council Post-Doctoral Fellowship to ISA and by a grant (FLAX 91005) from CSRS, USDA to Florida A&M University.

The following curators or private individuals are owed thanks for loaning specimens in the collections under their care, referred in the text above by the corresponding coden: Dr. Mario Elgueta, Museo Nacional de Historia Natural, Casilla 787, Santiago, Chile (CHIL); Dr. Otto Merkl, Természettudományi Múzeum, Állátra, Baross u. 13, H-1088 Budapest, Hungary (TMB); Dr. David H. Kavanaugh, Department of Entomology, California Academy of Sciences, San Francisco, CA 94118 (CAS); Dr. Richard E. White, Systematic Entomology Laboratory, U.S. National Museum, NHB 168, Smithsonian Insitution, Washington, DC 20560 (USNM); Dr. Sharon L. Shute, Department of Entomology, British Museum (Natural History), Cromwell Road, London SW7 5BD England (BMNH); Dr. Robert L. Davidson, Section of Invertebrate Zoology, Carnegie Museum of Natural History, 4400 Forbes Ave., Pittsburgh, PA 15213-4080 (CMNH); Dr. Charles Triplehom, Department of Entomology, Ohio State University, 1735 Neil Ave., Columbus, OH 43210 (OHIO); Dr. Shawn M. Clark, Division of Plant Industry, Dept. of Agriculture, State of West Virginia, Charleston, WV 25305 (SMC). ISAC refers to the collection of I.S. Askevold; RWF refers to the collection of R.W. Flowers.

REFERENCES CITED

ASKEVOLD, I.S. in preparation a. An annotated list of the Chrysomelidae known to occur in Chile (Coleoptera).

ASKEVOLD, I.S. in preparation b. A synopsis of the genera of Eumolpinae and Lamprosomatinae of Chile, with comments on higher classification of Eumolpinae and taxonomic revisions of selected genera (Coleoptera: Chrysomelidae).

ASKEVOLD, I.S. & L. LESAGE. 1990. A taxonomic revision of the genus *Jansonius* Baly 1878: taxonomic confusion and tribal reclassification (Coleoptera: Chrysomelidae: Eumolpinae). Revista Chilena de Entomología 18:29-37.

CHAPUIS, F. 1874. Histoire naturelle des Insectes: Genera des Coléoptères. Vol. 10 Famille des Phytophages. Paris. iv + 455 pp.

LINDROTH, C.H. 1957. The principal terms used for male and female genitalia in Coleoptera. Opuscula Entomologica 22:241-256.

REID, C.A.M. 1993. *Eboo*, nom. nov.: redescription of type species (Coleoptera: Chrysomelidae: Eumolpinae). Coleopterists Bulletin 47(l):61-67.

SEENO, T.N. and J.A. WILCOX. 1982. Leaf Beetle Genera (Coleoptera: Chrysomelidae). Entomography 1:1-221.

SEENO, T.N., G. SCHERER, and K.S. CORWIN. 1976. Jan Bechyné. Necrology and bibliography. Entomologische Arbeiten aus dem Museum G. Frey 27:1-69

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 77-84

DESCRIPCION DE LOS ESTADOS INMADUROS Y NOTAS BIOLOGICAS SOBRE *METAPHATUS OCHRACEUS* (LEPIDOPTERA: PALAEPHATIDAE), DEFOLIADOR DEL NOTRO (*EMBOTHRIUM COCCINEUM*).

LUIS E. PARRA[1] Y HÉCTOR IBARRA-VIDAL[1]

RESUMEN

Se describen la larva, pupa y capullo de *Metaphatus ochraceus* Davis, 1986. Esta polilla palefátida esqueletiza las hojas del notro *Embothrium coccineum* F.R. et G. Forster (Protaceae) y presenta un ciclo univoltino.

ABSTRACT

The larva, pupa and cocoon of *Metaphatus ochraceus* Davis, 1986, are described. This palaephatid moth is a skeletonizes the leaves of "notro" *Embothrium coccineum* F.R. et G. Forster (Protaceae), and presents univoltine cycle.

INTRODUCCION

La familia Palaephatidae fue descrita inicialmente para incluir mariposas de América austral (Davis, 1986) aunque también se ha encontrado en Australia (Nielsen, 1987). Davis (*op. cit.*) describe 28 especies en cinco géneros para Chile y Argentina, entre los cuales crea el género *Metaphatus* con 6 nuevas especies: *ichnius, cirrhus, sinuatus* (para Chile), *spatulatus, ochraceus, y adustus* (en Argentina y Chile), de las que no se tienen más antecedentes.

Durante excursiones de estudio de entomofauna forestal realizados al sur del país se recolectaron larvas que se hallaban defoliando notro. El notro (*Embothrium coccineum* J.R. et G. Forster), es un árbol endémico de Chile y Argentina, que se distribuye ampliamente entre la VII (35° S) y XII Regiones de Chile. Además de un uso secundario en mueblería, por su gran atractivo, tiene gran importancia ornamental (Rodríguez. *et al.*, 1983; Hoffmann, 1991).

El presente trabajo entrega los resultados de nuestras observaciones sobre un microlepidóptero asociado a este árbol, lo que completa una notificación anterior de García *et al.* (1985).

MATERIAL Y METODOS

Entre 1988 y 1993, se recolectaron larvas de *M. ochraceus* en el follaje de notros parasitados en la localidad de Osorno, las que fueron criadas en laboratorio y a partir de las cuales se obtuvieron pupas y adultos. Para la nomenclatura de las estructuras larvales se siguió a Sterh (1987). Todo el material recolectado se encuentra depositado en el Museo de Zoología de la Universidad de Concepción, Concepción Chile (MZUC).

RESULTADOS

Larva (Figs. 1, 2, 4 y 5). Largo máximo 9 mm; ancho máximo 1,2 mm. Color en vivo,

[1]Dpto. de Zoología, Universidad de Concepción, Casilla 2407, Concepción - Chile.

(Recibido: 19 de octubre de 1993. Aceptado: 15 de marzo de 1994)

Figura 1: Estructuras de la larva de *M. ochraceus*. a, cabeza en vista frontal (250 um); b, cabeza en vista lateral (250 um); c, labro y complejo hipofaríngeo (100 um); d, complejo hipofaríngeo (100 um); c, palpo maxilar (30 um); y f, espincrete y palpo labial (30 um). (Longitud de las escalas en paréntesis).

blanco amarillento, escudo cervical y pináculas de color castaño oscuro.

Cabeza (Fig. 1a-f): Ancho máximo 1,1 mm; alto máximo 1,4 mm. Color castaño oscuro, semejante a la placa cervical. Area adfrontal alcanza la hendidura cervical (Fig. 1a). AF2 se origina de la mitad dorsal del esclerito adfrontal, AF1 lo hace desde la región central. P1 más cerca a AF1 que P2 de AF2. A3 más cerca a A2 que a S2 (Fig. 1a). Area ocular (Figs. 1b y 4): ocelos unidos por una esclerotización reniforme (Fig. 4), ocelo 1 dos veces más grande que los restantes; S1 un tercio más larga que S2; S3 pequeñísima, equidistante a S2 y SS2. Labro (Fig. 1c), La2 tres veces más larga que La1 y La3; M2 dos veces más larga que M1 y 5 veces más larga que M3. Complejo hipofaríngeo, palpo maxilar como lo muestra la Figura 1d y e; palpo labial (Fig. 1f) con el primer segmento 8 veces más largo que el segundo; cerda del segundo segmento del palpo labial dos veces más larga que la cerda del primero. Espinerete (Fig. 1f) tubular, abertura circular, subterminal y dorsal; placa basal alcanza la mitad basal del espinerete, con una cerda en su región distal; cerda estipular pequeña, 1/4 de la cerda del segundo segmento del palpo labial (Fig. 1f).

Tórax (Fig. 5): Protórax (I) con XD1, XD2, D1, D2, SD1 y SD2 en la placa cervical, XD2 muy unida a SD1, equidistante a XD1 y D2; SD2 equidistante entre SD1 y D2. Grupo preespiracular trisetoso, L2 dos veces más larga que L1 y 1/3 que L3; SV1 dos veces más larga que SV2. Meso y metatórax (II) con D1 y D2 y SD2 y SD1 unidas en pináculas; grupo L trisetoso, con las cerdas dos veces más largas que en el protórax.

Abdomen (Fig. 5): Espuripedio (Figs. 2a-c) presentes en los segmentos 3-6 y 10, crochets triserial y triordinal en el lado externo (Fig. 2a), uniseriales y uniordinal en el lado interno y asociados a un cojín (Fig. 2b); D1 anterodorsal a D2; SD1 anterodorsal al espiráculo, en segmentos 3 al 9 dispuesta en una pinácula; L1 ventro posterior al espiráculo, L2 ventro anterior al espiráculo, L3 desplazada ventralmente, equidistante entre L1 y SV1; SV1 y SV2 en el segmento 1-7 en un mismo pináculo; segmentos 8 y 9 con V1 y SV bisetosa. SD1 en segmentos 3 al 9, en un pináculo. Noveno segmento abdominal con cerdas L1 y L2 en un mismo pináculo, D2 anterodorsal a D1.

Material examinado: (67 larvas) 3 larvas, 20 Enero, 1993; 5 larvas, 28 Enero, 1993; 3 larvas, 7 Marzo, 1993; 3 larvas, 24 Abril, 1993; 1 larva, 20 Mayo, 1988; 3 larvas, 27 Mayo, 1988; 9 larvas, Mayo-Junio, 1988; 13 larvas, 12 Junio, 1993; 21 larvas, 1 Julio, 1992; 1 larva, Julio 1992; 1 larva, 18 Septiembre, 1992; 4 larvas, 24 Diciembre, 1992; Osorno, Chile, recolectadas por H. Ibarra-Vidal. (MZUC).

Pupa (Figs. 2d-f, 3a y 6). Largo máximo 5,5 mm; ancho máximo 1,3 mm. Color castaño rojiza. Vista ventral (Fig. 6a), vertex liso; un par de cerdas en el vertex; tres pares en la frente entre los ojos; sin cerdas en el clípeo. Mandíbulas visibles, trapezoidales, al lado y bajo del labro. Palpos maxilares trapezoidales, bajo los ojos. Palpos labiales presentes, subiguales en longitud a la espiritrompa, la cual rodea a los primeros. Coxas 1 triangulares, patas 1 alcanzan la zona media de las patas 2; patas tres visibles sólo en su región terminal, alcanzan el tercio anterior del cuarto segmento abdominal. Ceratotecas, largas, alcanzan el tercio terminal del cuarto segmento abdominal. En vista lateral (Fig. 6b), el dorso de los segmentos 2 al 10 con dos filas de espinas cortas y setosas (Figs. 2d-f), las del décimo segmento más fuertes y largas (Fig. 3a). Terminalia de la pupa macho tal como lo muestra la Figura 3a.

Material examinado: (8 pupas) 2 pupas, 13 Enero, 1993; 2 pupas, 20 Enero, 1993; 4 pupas, 30 Abril, 1993; todas fueron obtenidas de larvas criadas en laboratorio (MZUC).

Capullo (Figs. 3b-d). Capullo formado por una densa trama de tejido, abarca prácticamente toda la región media de la hoja. En la región de salida del imago, presenta bajo una capa plana de tejido dos láminas perpendiculares que cierran la cámara pupal, dejando un espacio (zona anterior de la pupa) entre éstas y la primera.

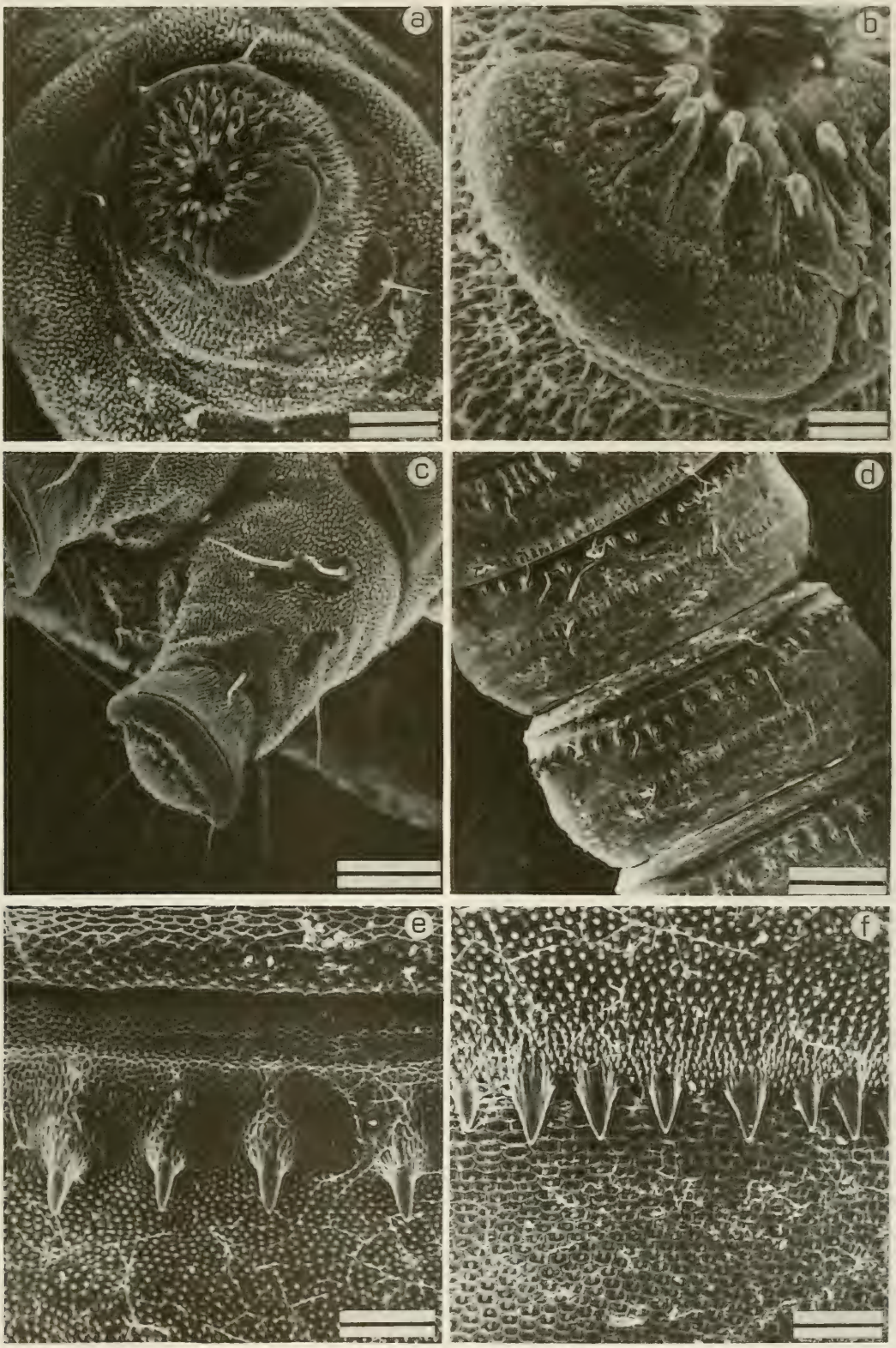


Figura 2. Estructuras de la larva y pupa de *M. ochraceus*. a-c, espuripedios: a (100 um) y b (30 um), vista ventral del espuripedio del tercer segmento abdominal; y c, vista lateral externa del espuripedio del décimo segmento abdominal (200 um); d-f, estructuras de la región dorsal de los segmentos 3-5: d, tergo de los segmentos 3-5 (1 mm); e, espinas de la región anterior del tergo del 5to. segmento abdominal (200 um); y f, espinas de la región media del tergo del 5to. segmento abdominal (150 um). (Longitud de las escalas en paréntesis).

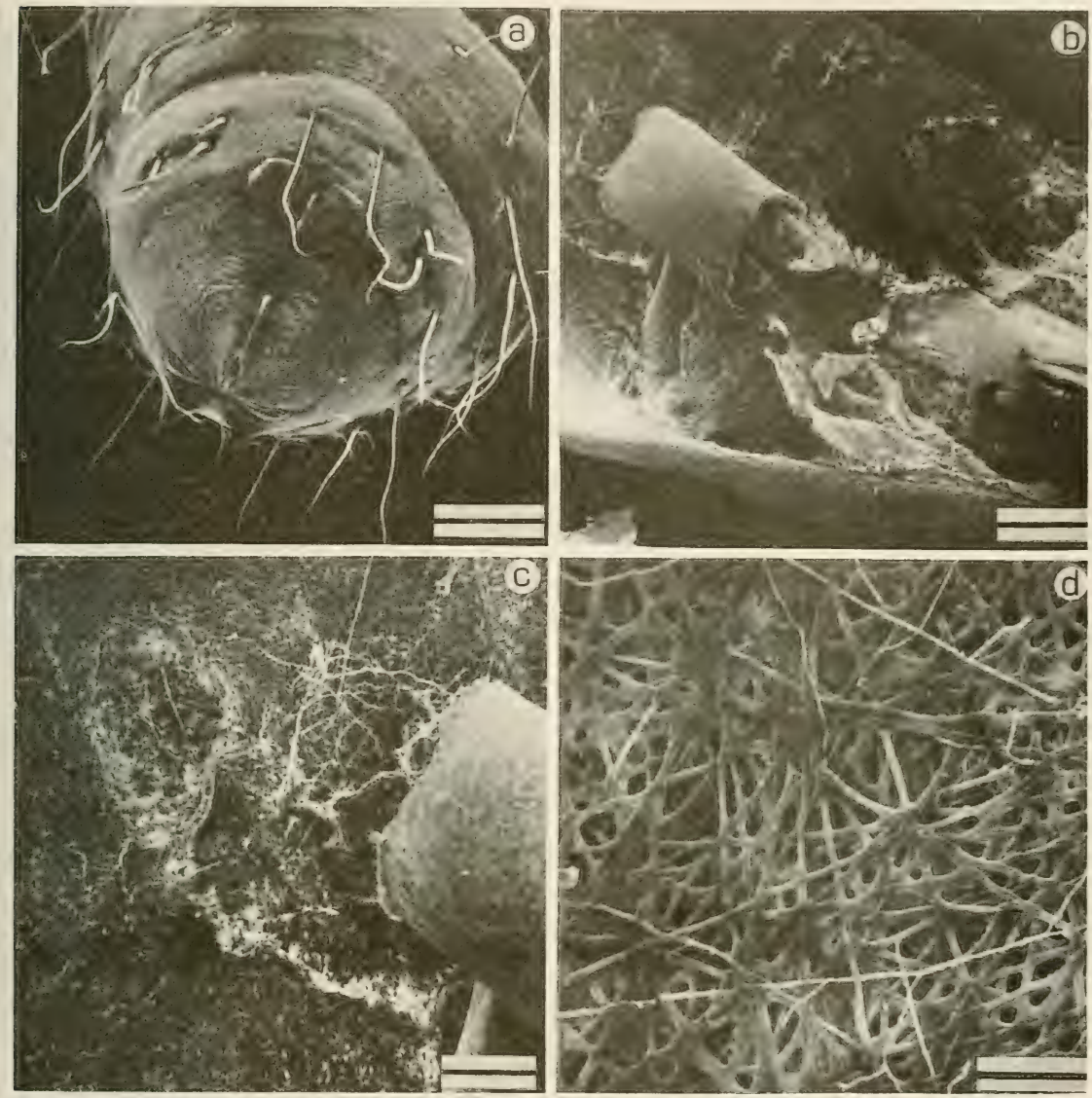


Figura. 3. Estructura de la pupa y capullo en hoja de notro. a, terminalia de la pupa macho (300 um); b, capullo (2 mm); c, efecto en la hoja por acción de la larva (1 mm); y d, trama del capullo (región de la cámara) (50 um). (Longitud de las escalas en paréntesis).

Hospedador: *Embothrium coccineum* F.R. et G. Forster (notro, ciruelillo, fosforito, notru, ciruelillu).

Distribución: Argentina: Esquel (alrededor de los 43° lat. S); Chile: VII Región a XI Región de Chile (35° - 44° S).

Notas biológicas.
El registro de los diversos estados de *M. ochraceus* se presenta en la Figura 8, que incluye tanto nuestras observaciones de terreno y en laboratorio como los numerosos datos de recolecta de adultos citados en Davis (1986).

Los adultos, que inician su período de vuelo a fines de invierno o en primavera, oviponen en las hojas nuevas del notro y la larva de primeros estadios dobla la hoja por el borde o une dos que se sobreponen alimentándose en la galería creada, esqueletizando la hoja en sentido longitudinal (Fig. 3c). Larvas de todos los estadios pueden hallarse prácticamente desde septiembre hasta inicios del invierno alimentándose de las hojas aún verdes.

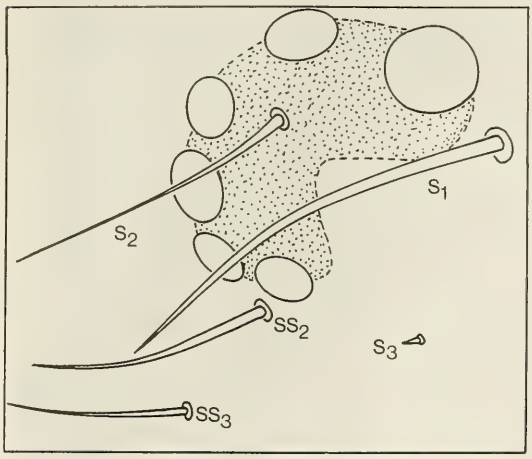


Figura. 4. Area ocular de la larva de *M. ochraceus*. Cerdas: S, ocelar; SS, subocelar.

La pupación no fue observada en terreno, pero en laboratorio se produce desde fines de junio, para lo cual construyen un capullo blanco con una cámara anterior que ocupa el tercio de su largo; este capullo lo adhieren posiblemente a las hojas las cuales, al caer en invierno, determinarían el desarrollo en el suelo, emergiendo los adultos en la primavera siguiente. No se determinó una función para la cámara anterior.

Al parecer, las condiciones de laboratorio influyeron en su desarrollo ya que se observó una rápida pupación de las larvas de últimos estadios cuando fueron mantenidas en cautiverio. Esto explicaría las pupas y adultos obtenidos en verano y en invierno, respectivamente.

DISCUSION

Nuestros resultados representan los segundos antecedentes sobre estados inmaduros y hospedador para la familia Palaephatidae. De la otra especie que se tiene antecedentes, *Sesommata holocapna,* se conoce la larva hallada alimentándose de *Diostea juncea,* una Verbenaceae. Para el único género de Australia (*Azaleodes*) no hay antecedentes sobre biología, lo único que se conoce de él es que se encuentra asociado al bosque lluvioso y esclerófilo húmedo (Nielsen, 1987).

Davis (1986) menciona que a los adultos de *M. ochraceus* se les ha encontrado asociados a *Nothofagus*, pero ello se debe a la amplia distribución del hospedador, el que se halla asociado al bosque templado austral, al igual que varias especies de notofagáceas.

El ciclo de vida parece ser monovoltino, sin embargo, no fue posible determinar con seguridad si en condiciones naturales se produce además otra generación durante el período estival o si las larvas de primeros estadios observadas corresponden a eclosión diferencial.

Es probable que *M. ochraceus* se distribuya más al sur de Chiloé, siguiendo a su hospedador, pero es notable la falta de

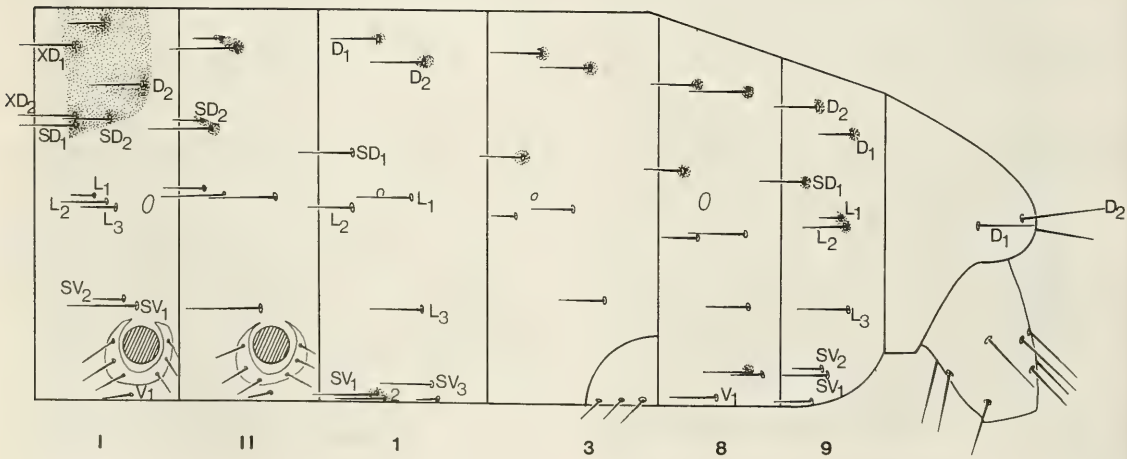


Figura. 5. Quetotaxia de la larva de *M. ochraceus*. Cerdas: D, dorsal; L, lateral; SD, subdorsal: SV, subventral; V, ventral; y XD, extradorsal.

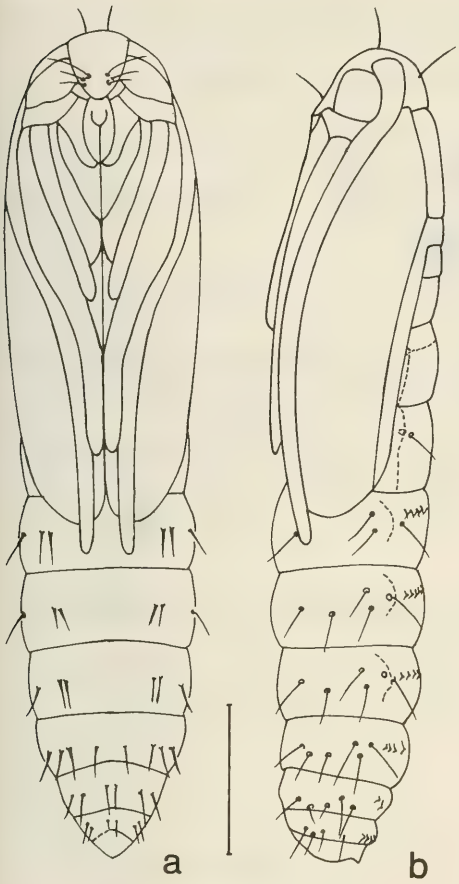


Figura. 6. Pupa de *M. ochraceus*. a, en vista ventral; y b, en vista lateral. Escala 1 mm.

recolección de material lepidopterológico hacia la zona austral.

AGRADECIMIENTOS

A la Dirección de Investigación de la Universidad de Concepción, por su apoyo económico a través del Proyecto 92.38.26-1. Al Laboratorio de Microscopía Electrónica de la Universidad de Concepción por las fotografías del presente trabajo. A Hipólito Rifo y José Bustos por la figura del adulto y algunos de los esquemas del presente trabajo, respectivamente. A los dos revisores anónimos por sus comentarios críticos y sugerencias.

LITERATURA CITADA

DAVIS, D.R. 1986. A New Family of Monotrysian Moths from Austral South America (Lepidoptera: Palaephatidae), with a Phylogenetic Review of the Monotrysia. Smithsonian Contributions to Zoology, *434*:1-202.

GARCIA, M.; CERDA, L.A.; AGUILAR, A.M. y M.A. BEÉCHE. 1985. Identificación, descripción y observaciones sobre el ciclo biológico y hábitos de un microlepidóptero defoliador de notro (*Embothrium coccineum* F.R. et G. Forster). Resúmenes, X Reunión Nacional de Entomología, pág. 16.

HOFFMANN, A.E. 1991. Flora silvestre de Chile, zona Araucana. Arboles, arbustos y enredaderas leñosas. Ed. Fundación Claudio Gay, 2da. edición. 258 pp.

NIELSEN, E.S. 1987. The Recently Discovered Primitive (Non-Ditrysian) Family Palaephatidae (Lepidoptera) in Australia. Invertebr. Taxon., *1*:201-229.

Figura. 7. Adulto de *Metaphatus ochraceus*. Escala 1 mm.

RODRÍGUEZ, R.; QUEZADA, M. y O. MATHEI. 1983. Flora Arbórea de Chile. Editorial Universidad de Concepción, Concepción 408 pp.

STEHR, F. W. 1987. Immature Insects. Order Lepidoptera, pp.288-304. Kendall-Hunt, Dubuque, Iowa.

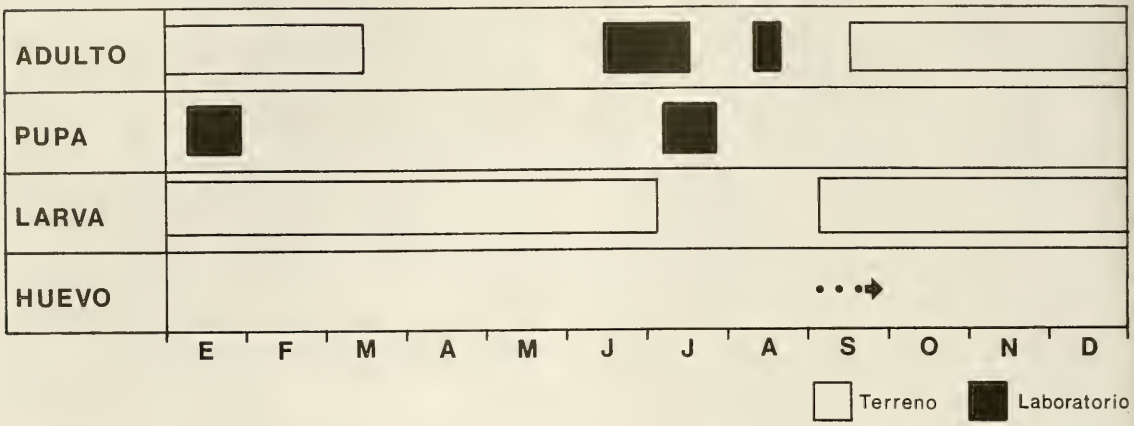


Figura. 8. Ciclo de vida de *M. ochraceus*. Los puntos y la flecha indican el periodo probable de inicio de la ovoposición

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 85-97

LA FAMILIA AULACIDAE EN CHILE (HYMENOPTERA: EVANIOIDEA)

MARIO ELGUETA[1] Y DOLLY LANFRANCO[2]

RESUMEN

Se efectúa una revisión de las especies de Aulacidae presentes en Chile, entregándose una clave para su reconocimiento. En Chile se encuentran *Pristaulacus rubriventer* (Philippi), *P. capitalis* (Schletterer), *Aulacus braconiformis* (Kieffer) y *A. krahmeri* n. sp. Se presentan redescripciones de las especies previamente conocidas, se describe la nueva especie y se entregan figuras de diversas estructuras morfológicas. Para cada una de las especies, se detallan los antecedentes biológicos conocidos y su distribución geográfica.

ABSTRACT

A taxonomic revision and a key of the chilean species of Aulacidae is carried out. These species are: *Pristaulacus rubriventer* (Philippi), *P. capitalis* (Schletterer), *Aulacus braconiformis* (Kieffer) and *A. krahmeri* n. sp. Redescriptions of those previously known species, description of the new one, and figures of morphological structures are presented. For each species known biological aspects and geographical distribution are detailed.

INTRODUCCION

Aulacidae es una de las tres familias que componen la superfamilia Evanioidea, ha sido considerada como una subfamilia de Evaniidae (ej. Kieffer, 1912) o también de Gasteruptiidae (ej. Townes, 1950); en este caso se sigue el criterio de Gauld & Bolton (1988) y Naumann (1991), de considerarla como una entidad de nivel Familia. Conjuntamente con Evaniidae y Gasteruptiidae, comparten los siguientes caracteres: antenas filiformes de 13-14 segmentos, pronoto llega hasta la tégula y dorsalmente cubierto por un mesonoto desarrollado, metanoto corto, presencia de celda costal y lóbulo yugal en el ala anterior, gáster inserto dorsalmente en el propodeo, que está bien desarrollado, y por sobre el nivel de las coxas posteriores (Crosskey, 1951; Naumann, 1991).

Aulacidae es una familia de distribución mundial, con unas 150 especies. Sus representantes son parasitoides de Coleoptera xilófagos e Hymenoptera Symphyta (Gauld y Bolton, 1988).

Entre los caracteres que definen a la familia Aulacidae se citan: antenas insertas en línea con el margen inferior de los ojos, de 13 segmentos en los machos y 14 en las hembras; venación alar completa, el ala anterior con dos venas recurrentes; metaesterno con un proceso bilobulado entre las coxas posteriores; primeros dos tergitos del gáster fusionados; ovipositor expuesto y la superficie interna de las coxas posteriores con un surco que sirve de guía para el uso del ovipositor (Townes, 1950; Crosskey 1951; Naumann, 1991). Se les puede reconocer por su parecido general con Ichneumonidae, el ovipositor largo, el tórax giboso en vista lateral y las propleuras proyectadas anteriormente formando un cuello.

[1]Sección Entomología, Museo Nacional de Historia Natural, Casilla 787, Santiago - Chile.

[2]Instituto de Silvicultura, Universidad Austral de Chile, Casilla 567, Valdivia - Chile.

(Recibido: 10 de febrero de 1994. Aceptado: 9 de Septiembre de 1994)

La familia está integrada por dos géneros, ambos de distribución mundial (Townes, 1950; Croskey, 1953; Carlson, 1979). En la actualidad se reconocen como nombres genéricos válidos a *Pristaulacus* Kieffer y *Aulacus* Jurine. Recientemente se ha propuesto un tercer género: *Panaulix* Benoit, que incluye dos especies de la región etiópica (Madl, 1990a).

Respecto de los antecedentes biológicos los registros son escasos, sin embargo se indica que son endoparasitoides (Gauld y Bolton, 1988) de insectos xilófagos, fundamentalmente Coleoptera, Cerambycidae y Buprestidae, e Hymenoptera, Xiphydriidae y Siricidae (Townes, 1950; Croskey, 1951; Carlson, 1979; Oehlke, 1983; Šedivý y Čapek, 1988; Madl, 1990b).

En este aporte se describe una nueva especie y se entrega, mediante el estudio del material reunido y tras una recopilación y análisis de la información bibliográfica básica, claves de identificación para los géneros y especies presentes en Chile, redescripción de los taxa previamente conocidos, algunas figuras explicativas y los antecedentes biológicos obtenidos de las especies nativas. Se estima de interés comunicar una revisión de la familia en Chile, debido a su particular relación con insectos xilófagos, ya que podrían tener cierta importancia como controladores biológicos.

MATERIAL Y METODO

El material de insectos utilizado en este trabajo provino de las siguientes colecciones particulares e institucionales:

Colección Ernesto Krahmer, Valdivia (EK), Colección Miguel Cerda, Santiago (MC), Instituto de Entomología, Universidad Metropolitana de Ciencias de la Educación, Santiago (IEUM), Instituto de Silvicultura, Universidad Austral de Chile, Valdivia (UACH), Museo Nacional de Historia Natural, Santiago (MNHN), Museum für Naturkunde der Humbolt-Universität, Berlín (MNHU).

Para la observación y selección de los caracteres usados en claves y descripciones, se contó con una lupa estereoscópica NIKON SMZ-1. Como apoyo complementario se realizaron preparaciones de diversas estructuras y figuras. No se efectuó disección de coxa posterior en el caso de *Pristaulacus capitalis* a fin de no dañar el único ejemplar conocido (Holotipo).

En la nominación de la morfología se siguió a Gauld y Bolton (1988) y Naumann (1991). En lo que se refiere a la puntuación del tegumento, se siguió a Harris (1979).

RESULTADOS

En Chile se encuentran presentes los géneros *Pristaulacus* y *Aulacus*. A la fecha se registran cuatro especies: *P. rubriventer* (Philippi), *P. capitalis* (Schletterer), *A. braconiformis* (Kieffer) y *A. krahmeri* n. sp., las cuales se encuentran distribuídas entre la Región Metropolitana (33° S) y X Región (40° S). Las especies de *Aulacus* tienen como hospederos a especies de Cerambycidae (Coleoptera).

CLAVE PARA TAXA DE AULACIDAE PRESENTES EN CHILE

1 Uñas tarsales pectinadas; carena occipital presente; en vista lateral la cara dorsal y frontal del lóbulo mediano del mesoscutum, forman un ángulo menor de 90°; surco en cara interna de las coxas posteriores de las hembras, ubicado en el tercio posterior (*Pristaulacus* Kieffer) 2

1' Uñas tarsales simples, con un pequeño diente basal; carena occipital ausente; en vista lateral la cara dorsal y frontal del lóbulo mediano del mesoscutum no forman un ángulo, constituyendo un borde redondeado; surco en cara interna de las coxas posteriores de las hembras, ubicado en la zona medial (*Aulacus* Jurine) 3

2(1) Abdomen rojo; ala anterior con una mancha negra transversa en la porción apical; valvas del ovipositor de coloración pardo rojiza . . . . . *P. rubriventer* (Philippi)

2' Abdomen negro; alas completamente hialinas; valvas del ovipositor de coloración negruzca. . . . . *P. capitalis* (Schletterer)

3(1') Alas hialinas, con área costal ahumada y pterostigma negro; cabeza (en vista lateral) con frente redondeada; zona frente-vértex convexa; antena con segmentos del flagelo de coloración negra y amarillenta (o bien antena negra con algunos segmentos de coloración amarillenta); segundo y tercer segmentos de los tarsos posteriores siempre de coloración amarillenta . . . . . *A. krahmeri* n. sp.

3' Alas ahumadas, con pterostigma y zona inmediatamente posterior anaranjadas; cabeza con frente proyectada, formando una carena transversal; zona frente-vértex aplanada; antena anaranjada, aunque escapo, pedicelo y flagelómeros

terminales de coloración negra; tarsos posteriores negros . . . . . *A. braconiformis* (Kieffer)

PRISTAULACUS Kieffer

Aulacostethus Philippi, 1873: 302 (*nec* Waterhouse, 1864; *nec* Uhler, 1871).
Pristaulacus Kieffer, 1900: 813,

Otras sinonimias: véase Townes, 1950: 88-89; Carlson, 1979: 1112.

Diagnosis: Carena occipital presente; uñas tarsales con a lo menos dos dientes; surco en coxas posteriores de las hembras, ubicado en el tercio posterior; cara frontal y dorsal del mesoscutum, en vista lateral, formando un ángulo menor de 90°.

Observaciones: Kieffer (1900) establece el género *Pristaulacus*, basado en un caracter único: uñas tarsales "pectinadas" (3 dientes en la figura que entrega); con posterioridad establece como caracteres de su género, la presencia de dos celdas cubitales (actualmente conocidas como submarginales), además de la presencia de dientes en las uñas tarsales (Kieffer, 1902).

PRISTAULACUS RUBRIVENTER (Philippi)

(Figs. 1, 5, 8 y 12)

Aulacostethus rubriventer Philippi, 1873: 302, Lám.I, Fig. 4; Townes, 1950: 88.
Aulacus rubriventer: Schletterer, 1889: 523; Kieffer, 1912: 371 (clave), 274; Hedicke, 1939: 18.
Aulacus rubriventer: Kieffer, 1902: 12.
Pristaulacus rubriventer: Carlson, 1979: 1112.

Diagnosis: Hembra. Coloración del cuerpo negra; gáster rojizo, excepto una pequeña área basal negra; antena negra (de acuerdo a Philippi, 1873); cabeza en vista lateral con la zona de transición vértex-frente suavemente convexa, casi aplanada; genas, surco subantenal y mandíbulas de color pardo-rojizo; mesoscutum con carenas transversales, irregularmente espaciadas; alas hialinas, las anteriores con una pequeña mancha transversal negruzca en el ápice y con el pterostigma negro.

Redescripción: Cabeza con clípeo, área frontal, zona malar y región ocelar con puntuación profunda, densa e irregular (14X); vértex también con puntuación irregular, aunque en menor densidad; genas con puntuación profunda y muy dispersa, lo cual les hace tener un aspecto brillante: surco subantenal rudimentario, pero bien definido, con escasa puntuación; pilosidad corta, dispersa y difícil de ver a 14X, testácea, más evidente y densa en vértex, genas, área malar, zona subocular y áreas anterolaterales de la frente; occipucio con pilosidad más densa y larga; carena occipital presente, aunque débilmente insinuada en su porción dorsal. Coloración general negra, con las genas, surco subantenal y mandíbulas de color rojizo. Frente con dos depresiones suaves en su región central, levemente convergentes anteriormente, las cuales hacen aparecer una débil protuberancia central. Ocelos posteriores separados del anterior por una distancia similar a su diámetro, los primeros separados de los ojos por aproximadamente 1,25 veces su diámetro; ocelo anterior ubicado en una depresión irregular.

Antenas negras (Philippi, 1873); escapo corto y grueso, con puntuación similar a la del vértex, pedicelo aproximadamente la mitad de largo y grueso que el escapo; primer flagelómero casi tan largo como escapo y pedicelo juntos, y del grosor de este último; segundo flagelómero más de dos veces el largo del primero y de similar grosor; de acuerdo a Philippi (1873), tercero un poco más corto que el cuarto y los siguientes decreciendo en tamaño (en el único ejemplar examinado sólo se conserva una parte de una de las antenas).

Cabeza en vista lateral con dorso convexo (Fig. 1); en vista dorsal, ancho máximo de la cabeza, posterior a ojos, menor que el ancho máximo del tórax.

Mesoscutum con margen anterior casi recto, con fuertes carenas tranversales, en su área medial las anteriores mas alzadas, evidentes en la línea media y notaulis y proyectadas hasta las parapsis, notaulis más profundos que la línea media; líneas admedianas ausentes.

En vista lateral, mesoscutum con caída brusca formando con su cara dorsal un ángulo menor de 90° (Fig. 1). Mesoescutelo también con carenas transversales. Propodeo con puntuación profunda de tipo areolada-rugosa; con algunos pliegues transversales ubicados anteriormente a la inserción del gáster, distancia del margen anterior del propodeo a la inserción del gáster, mayor que el ancho del orificio de inserción.

Bordes laterales del tórax con puntuación desde el tipo foveado-rugosa a areolado-rugosa, mostrando carenaciones transversas, especialmente en las depresiones y zonas de contacto entre piezas; pronoto con puntuación simple, gruesa y dispersa, dándole aspecto brillante, en la mayor parte de la superficie. Ancho máximo del tórax mayor que la mitad de su longitud (Tabla 1).

Coxas con puntuación menos densa que en el resto del cuerpo, algo más evidente y concentrada en las áreas posterolaterales; coxas 1 y 2 sin estriaciones, coxas 3 con pequeñas áreas con estriaciones. Cara interna de las coxas posteriores con carenas transversas en la zona pósteroventral; surco en cara interna ubicado hacia el tercio posterior, recto, superficial en su parte superior y profundizándose hacia la parte ventral, con su borde posterior muy notorio (Fig. 5).

Fémures pardo-rojizos en su parte basal, con escasa puntuación y con pilosidad corta dorsalmente; tibias con pilosidad más densa en toda su superficie, las anteriores y medias arqueadas con un diente en su ápice externo, tibias posteriores notoriamente engrosadas a partir del quinto basal; primer tarsito más largo que los siguientes en conjunto; uñas con tres dientes.

Gáster rojizo, excepto una pequeña área basal negra, la cual es más extensa dorsalmente y presentando ahí estriaciones longitudinales; en vista lateral el gáster es de similar longitud que el tórax (Tabla 1); primeros dos tergitos desprovistos de pilosidad y con zona de fusión débilmente notoria (60X), sólo en áreas laterales; restantes con pilosidad corta, muy dispersa.

Alas hialinas; las anteriores con una pequeña mancha transversal ahumada, ubicada apicalmente, con 2 celdas submarginales cerradas, segunda vena radio-medial transversa insinuada en su mitad posterior, longitud de la primera vena medio-cubital transversa mucho mayor que el trazo de R+M entre ángulo ántero-apical de la primera celda discoidal y ángulo pósterobasal de la segunda celda submarginal (Fig. 8); alas posteriores con 2 hamulis. Longitud del ala anterior, mayor que la longitud del ovipositor (Tabla 1).

Ovipositor pardo-rojizo, con estriaciones (o carenas) débiles en su contorno apical, difíciles de observar a 60X (Fig. 12); valvas pardo-rojizas con zona apical negruzca.

Macho, biología y hospederos: Desconocidos.

Distribución geográfica: Región Metropolitana (zona andina de Santiago: Philippi, 1873) y VIII Región (Cobquecura).

Material examinado: 1 hembra sin pata anterior izquierda y antena derecha, con antena izquierda incompleta y sin algunos tarsitos, de VIII Región: Ñuble, Cobquecura, II-1971, P. Ramírez coll.

Este ejemplar, con alas derechas montadas en tarjetas, al igual que pata posterior izquierda y cuatro primeros segmentos de la antena izquierda, es designado Neotipo (MNHN); esto debido a que el ejemplar que sirviera de base a la descripción de Philippi se da por destruido, sobretodo considerando que no se encuentra (Camousseight, 1980) en la institución en la cual trabajó hasta su muerte, ni tampoco en la Cornell University, en la cual se encuentran depositados en la actualidad algunos de los tipos de especies de Hymenoptera, descritas por Philippi, como por ejemplo aquellos de Xiphydriidae (Hoebeke, 1980).

PRISTAULACUS CAPITALIS (Schletterer)

(Figs. 2, 9 y 13)

Aulacus capitalis Schletterer, 1889: 520-521, Fig. 138.
Pristaulacus capitalis: Kieffer, 1902: 12; Kieffer, 1912: 381 (clave), 405; Hedicke, 1939: 6.

Diagnosis: Hembra. Coloración del cuerpo, incluido gáster, negra; antenas negras; cabeza negra, en vista lateral con zona de transición vértex-frente, convexa; mesoscutum con carenas transversales finas, en mayor densidad que *P. rubriventer* y uniformemente distribuidas; alas completamente hialinas, pterostigma pardo negruzco.

Redescripción: Cabeza con puntuación fina, densa y uniformemente distribuída (14X), un poco mas dispersa en área malar, dándole un aspecto mas brillante, tegumento con microescultura; genas desprovistas de puntuación en el área inmediatamente cercana al borde posterior del ojo; surco subantenal rudimentario, puntuado y con pilosidad bastante mas larga que la de la frente y vértex; pilosidad de coloración clara, corta y densa, apreciable a 14X, apegada al tegumento en vértex y frente, mas larga en el área anterior y en genas, en esta última zona algo semierecta, carena occipital desarrollada, claramente definida en toda su extensión. Frente con tenue carena longitudinal medial. Ocelos posteriores separados del anterior por una distancia claramente menor que su diámetro, los primeros separados de los ojos por aproximadamente 1,25 veces su diámetro.

Antenas negras, escapo corto y grueso, puntuado, con leve tonalidad pardo-rojiza, pedicelo tan largo como el escapo pero la mitad de su grosor; primer flagelómero tan largo como escapo y pedicelo en conjunto, del grosor de este último; segundo flagelómero cerca de 2,2 veces mas largo que el primero, similares en grosor; tercero 0,8 veces el largo del segundo y 1,25 veces más largo que el cuarto, los siguientes decreciendo en longitud; flagelómeros 5° al 12° algo aplanados, levemente arqueados del 5° al 8°.

Cabeza en vista lateral (Fig. 2) con convexidad dorsal mayor que *P. rubriventer*; ancho máximo de la cabeza, en vista dorsal y posterior a ojos, menor que el ancho máximo del tórax.

Mesoscutum con margen anterior (vista dorsal), casi recto, con carenas transversales evidentes tanto en su línea media como en notaulis, proyectadas hasta las parapsis, las carenas de desarrollo uniforme y regularmente espaciadas; notaulis mas profundos que la línea media; líneas admedianas débilmente insinuadas. En vista lateral mesoscutum con caída brusca, formando con su cara dorsal un ángulo menor de 90° (Fig. 2). Mesosoescutelo también con carenas transversales, aunque bastante mas débiles. Propodeo con puntuación tipo areolada-rugosa, menos profunda que en *P. rubriventer*, con algunos pliegues transversales ubicados anteriormente al orificio de inserción del gáster y siguiendo su contorno; distancia del margen anterior del propodeo a la inserción del gáster, mayor que el ancho del orificio de inserción.

Bordes laterales del tórax con puntuación desde el tipo foveado-rugosa a areolada-rugosa, más fina, superficial y densa que en *P. rubriventer*, con carenas en las depresiones y zonas de contacto entre piezas; pronoto densamente puntuado, de aspecto opaco a simple vista, la puntuación fundamentalmente del tipo areolado-rugosa. Ancho máximo del tórax menor que la mitad de su longitud (Tabla 1).

Coxas 1 con puntuación fina, superficial y dispersa, coxas 2 y 3 con suaves estriaciones transversas, más o menos uniformemente distribuídas. Cara interna de las coxas posteriores con estriaciones aún más débiles que en el resto de su superficie; surco ubicado en el quinto posterior, recto, notorio en toda su extensión, menos profundo en su mitad superior, con borde posterior muy notorio.

Fémures pardo negruzcos, con puntuación muy fina y superficial, y pilosidad corta apegada al tegumento, los posteriores de aspecto suavemente estriados transversalmente; tibias con pilosidad más larga, las anteriores y medias con un diente en su ápice externo, las posteriores engrosadas a partir del quinto basal; primer tarsito más largo que los siguientes en conjunto; uñas con 3 dientes.

Gáster negro, en vista lateral de similar longitud que el tórax 1 (Tabla 1); primeros dos tergitos desprovistos de pilosidad y con el área de fusión débilmente notoria en toda su extensión (60X); restantes con pilosidad corta, densa, de coloración clara.

Alas hialinas, venas y pterostigma pardo-negruzco; las anteriores con 2 celdas submarginales cerradas; segunda vena radio-medial transversa, insinuada en la mayor parte de sus

2/3 posteriores; longitud de la primera vena medio-cubital transversa mucho mayor que el trazo de R+M entre ángulo ánteroapical de la primera celda discoidal y ángulo póstero-basal de la segunda celda submarginal (Fig. 9); alas posteriores con 2 hamulis. Longitud del ala anterior mayor que la longitud del ovipositor (Tabla 1).

Ovipositor pardo-rojizo, con finas carenas transversales en el ápice (60X), en posición dorsal y una más desarrollada en su cara ventral, a la altura del inicio de las carenas dorsales (Fig. 13); valvas negruzcas.

Macho, biología y hospederos: Desconocidos.

Distribución geográfica: Región Metropolitana (Santiago).

Material examinado: Holotipo (MNHU) hembra con los siguientes datos: etiqueta verde, subcuadrada, manuscrita "Santiago/de Chili/Puelma"; rectangular, anaranjada e impresa "Type"; rectangular blanca e impresa "21858"; rectangular, blanca con ribete negro, manuscrita "*Pristaulacus/capitalis Schlett.*"; rectangular crema e impresa "Zool. Mus/Berlín". Falta primera pata derecha (excepto coxa y trocanter); antena derecha con sólo los primeros 5 segmentos y antena izquierda montada en tarjeta de cartulina.

AULACUS Jurine

Aulacus Jurine, 1807: 89.
Neuraulacinus Kieffer, 1910: 350; Kieffer, 1911: 216-217.

Otras sinonimias: Véase Townes, 1950: 113; Carlson, 1979: 1114.

Diagnosis: Carena occipital ausente; uñas tarsales aparentemente simples, con un diente basal difícil de apreciar; surco en cara interna de las coxas posteriores de las hembras, ubicado medialmente (cuando está presente). Un carácter relativo, aplicable a las especies conocidas hasta este momento en Chile, es que en vista lateral la zona dorsal y frontal del mesoscutum no forman un ángulo, sino que dicha unión es más bien redondeada.

AULACUS KRAHMERI n. sp.

(Figs. 3, 6, 10 y 14)

Pristaulacus sp. 2: Barriga, 1990: 58.

Diagnosis: Coloración general negra; antenas negras con algunos flagelómeros (y frecuentemente parte de otros), en su mital apical, de coloración amarillenta; cabeza en vista lateral, con la zona de transición vértex-frente convexa; área de transición vértex-gena con una mancha difusa, ovalada, de coloración rojo-oscura; mesoscutum con carenas transversales; alas hialinas, las anteriores con celda costal y zona basal débilmente ahumada y con el pterostigma negro; segundo y tercer segmentos de los tarsos posteriores siempre amarillentos.

Descripción: Hembra. Cabeza uniformemente puntuada (20X), la puntuación es fina, densa, superficial, quedando libre de ella sólo una pequeña superficie triangular en el área malar; dorso de la cabeza con textura fina de tipo imbricada (40X); surco subantenal rudimentario, evidenciado sólo por una depresión irregular, con puntuación similar al resto de la cabeza; pilosidad corta, de coloración clara, en regular densidad y uniformemente distribuida, aunque un poco más larga y con una mayor concentración en el área malar y zonas anterolaterales de la frente; occipucio lateralmente con estriaciones débilmente concéntricas, carena occipital ausente. Coloración general negra, con una pequeña mancha difusa, de tipo ovalada, de coloración pardo-rojiza, ubicada detrás del borde posterior de los ojos. Frente con una protuberancia central muy poco alzada; ocelos separados entre sí, por una distancia menor que la mitad de la separación entre los posteriores y el borde interno de los ojos.

Antenas negras, con los flagelómeros 5 y 6 y zona basal del 7 de coloración amarillenta, en algunos ejemplares puede observarse también que el ápice del 4 muestra dicha coloración; escapo corto y grueso, redondeado ventralmente y de grosor casi el doble que el pedicelo, que es casi la mitad del largo del escapo, primer flagelómero tan largo como el escapo y pedicelo juntos, el segundo más de dos

veces el largo del primero, tercero similar al segundo, y los restantes disminuyendo en longitud y de un grosor más o menos uniforme.

Cabeza en vista lateral con dorso convexo (Fig. 3); en vista dorsal, ancho máximo de la cabeza, posterior a ojos, mayor que el ancho máximo del tórax.

Mesoscutum con margen anterior redondeado, con carenas transversales evidentes sobre los notaulis y proyectadas hacia las parapsis; línea media ausente, líneas admedianas visibles sólo en el quinto anterior, paralelas. En vista lateral mesoscutum con caída brusca pero convexa (Fig. 3). Mesoescutelo también con carenas transversales y con el área mediana posterior de aspecto subrectangular, de bordes laterales cóncavos. Propodeo con escultura de tipo areolado-rugosa; distancia del margen anterior a la inserción del gaster, similar al ancho del orificio de inserción.

Bordes laterales del tórax con escultura variando del tipo foveolada a areolada-rugosa, con carenas en las depresiones y zonas de contacto entre piezas. Ancho máximo del tórax menor que la mitad de su longitud (Tabla 1).

Coxas con puntuación fina y superficial, observándose suaves estriaciones transversales, más o menos regularmente distribuidas. Cara interna de las coxas posteriores con suaves estriaciones que confluyen hacia el punto ventral medio; surco ubicado en la zona media, casi perpendicular al eje longitudinal de la coxa, visible en aproximadamente la mitad del ancho de ella y con su borde anterior más notorio (Fig. 6).

Fémures negros, con puntuación fina y densa y con pilosidad negra muy corta, tibias con pilosidad testácea y más densa; tibias medias sin diente en su ápice externo; tibias posteriores engrosando gradualmente desde su base; primer tarsito más largo que los siguientes en conjunto, uñas con un diente basal pequeño en su cara inferior. Patas posteriores con tarsitos 2 y 3 amarillentos, frecuentemente con el 4 y el ápice del 1, de coloración parda a pardo-amarillenta.

Gáster negro, en vista lateral de mayor longitud que el tórax (Tabla 1); primeros dos tergitos con zona de fusión evidente, aunque poco notoria, en el costado superior (14X).

Alas hialinas, las anteriores con celda costal y área basal ahumadas, con tres celdas submarginales cerradas, segunda vena radio-medial transversa insinuada en su cuarto posterior, tercera vena radio-medial transversa insinuada en la mayor parte de su longitud, a partir del cuarto anterior; longitud de la primera vena medio-cubital transversa menor que el trazo de Rs+M entre el ángulo ántero-apical de la primera celda discoidal y el ángulo póstero-basal de la segunda celda submarginal (Fig. 10); alas posteriores con dos hamulis. Longitud del ala anterior, menor que la del ovipositor (Tabla 1).

Ovipositor pardo-rojizo con carenas en su entorno apical observables a 60X (Fig. 14); valvas negras con una zona amarillenta antes de su ápice. Ovipositor mucho más largo que el cuerpo, cerca de 2,5 veces la longitud del gáster (Tabla 1).

Longitud total: 11,3 - 13,6 mm.

Macho: Similar a la hembra, de aspecto más delgado; flagelómeros 8 a 10 de color amarillento y frecuentemente con el ápice del 7, a veces totalmente, y parte basal del 11 también amarillentos; patas posteriores con tarsitos 2-4 siempre amarillos, con el ápice (o mayor superficie) del 1° de esa misma coloración.

Longitud: 10,2 - 13,5 mm.

Biología: Desconocida.

Hospederos: Ejemplares de esta especie han sido obtenidos a partir de crianzas de los Cerambycidae (Coleoptera) *Calydon submetallicum* (Blanchard) y *C. havrylenkoi* Bosq (Barriga, 1990). Otros ejemplares se han obtenido en Valdivia, de crianzas de *Callisphyris spp.* (E. Krahmer, comunicación personal), lo cual permite suponerle un rango mas amplio de hospederos dentro de Cerambycidae.

Distribución geográfica: VII Región (precordillera) a X Región (Valdivia); dado que uno de los hospederos de esta especie, *C. submetallicum*, tiene una amplia distribución en Chile (V a XII Regiones), es dable esperar un patrón

distribucional mas amplio para este parasitoide.

Material tipo: Holotipo hembra Prov. Valdivia, Sto. Domingo, 11-XII-1983, E. Krahmer leg. (MNHN). Paratipos: 2 machos y 1 hembra de VII Región: Talca, Alto de Vilches, emergidos en IX-1988, J.E.Barriga leg., ex *Calydon havrylenkoi*; 1 macho y 1 hembra de VIII Región: Ñuble, San Carlos, 14-II-1985, S.Roitman leg.(obtenidos de crianzas de *C. submetallicum*; M. Cerda, comunicación personal), 1 hembra de Puente Marchant, 6-I-1988, S. Roitman leg.; 3 hembras de X Región: Valdivia (Sto. Domingo) del 11-XII-1983, 2-I-1990 y 19-X-1991, todas E. Krahmer leg. (IEUM, MC, MNHN, UACH).

Otro material examinado: VIII Región: Ñuble, 1 hembra de San Carlos 14-II-1985, S. Roitman leg; X Región: Valdivia, 1 hembra de Sto. Domingo, 8-XII-1983, E. Krahmer leg., 1 hembra con los mismos datos pero del 26-X-1990; sin localidad, 1 macho (MNHN).

Etimología: el nombre específico está dedicado a Ernesto Krahmer G.; deseamos de esta forma rendir un homenaje póstumo a nuestro gran amigo, quien fuera un desinteresado colaborador de numerosos investigadores.

AULACUS BRACONIFORMIS (Kieffer)

(Figs. 4, 7, 11 y 14)

Neuraulacinus braconiformis Kieffer, 1911: 217-218; Kieffer, 1912: 359-360; Hedicke, 1939: 26.
Aulacus braconiformis: Townes, 1950: 113; Carlson, 1979: 1114.
*Pristaulacus sp.*1: Barriga, 1990: 57, 58, 59.

Diagnósis: Coloración general negra; antenas mayoritariamente anaranjadas, flagelómero 2 con una pequeña zona ovalada en posición ínfero-basal, y a partir del 9 en las hembras y del 6 en los machos, negros, aunque son completamente negros sólo del 9 al 11, escapo y pedicelo siempre negros; cabeza en vista lateral, con la zona de transición vértex-frente muy aplanada; frente proyectada anteriormente, formando una carena transversal; algunos ejemplares con el área de transición vértex-gena con mancha ovoidal de color amarillenta a parda; mesoscutum con algunas carenas muy débiles en su parte media posterior y también en los notaulis; alas ahumadas, las anteriores con pterostigma y un área inmediatamente posterior a él de color anaranjado; tarsos posteriores negros.

Redescripción: Hembra. Cabeza negra, fina y superficialmente puntuada (40X), zona medial del área malar y genas en su porción súpero-medial con puntuación más fina y distanciada (50X); la puntuación es más concentrada y profunda en clípeo y parte antero-apical del área malar; surco subantenal rudimentario evidenciado sólo por una depresión irregular, con puntuación similar a la de la frente; pilosidad corta, más densa en genas, área malar, clípeo y zona frontal, de color pardo oscuro a negra; carena occipital ausente. Frente proyectada anteriormente, en forma de carena transversal; ocelos separados entre si por una distancia menor que la mitad de la separación entre los posteriores y el borde interno de los ojos.

Antenas con escapo y pedícelo negros, segmentos 1 al 8 del flagelo de color anaranjado, el 9 mayoritariamente anaranjado con ápice negro, base del 2 con una pequeña área oval de color negro; escapo corto, subrectangular, de grosor mayor que el resto de los antenitos, pedicelo menos de la mitad del largo del escapo, primer flagelómero casi igual en longitud que el escapo y pedicelo juntos, segundo el doble de largo que el primero, tercero a quinto similares al segundo; 1 al 7 aumentando levemente en grosor, débilmente convexos en su cara inferior.

Cabeza en vista lateral con dorso aplanado, distancia vértex-frente más de dos veces la distancia frente-clípeo (Fig. 4); ancho máximo de la cabeza en vista dorsal, posterior a ojos, mayor que el ancho máximo del tórax.

Mesoscutum con margen anterior redondeado, con carenas sólo en notaulis y zona póstero-medial; línea media invisible, líneas admedianas realzadas, evidentes sólo en el tercio anterior y convergiendo hacia atrás. En vista lateral, mesoscutum, anteriormente, con caída convexa suave (Fig. 4). Mesoescutelo

sin carenas, y con el área mediana posterior bien definida, rectangular. Propodeo con puntuación de tipo areolado-rugosa; distancia del margen anterior a inserción del gáster, mayor que el ancho del orificio de inserción.

Bordes laterales del tórax con puntuación variando del tipo puntuada a areolado-rugosa, con carenas en depresiones y áreas de contacto entre piezas. Ancho máximo del tórax menor que la mitad de su longitud (Tabla 1).

Coxas con puntuación fina, débilmente estriadas en su base. Cara interna de los coxas posteriores con surco ubicado medialmente, oblicuo, de un ancho más o menos uniforme y con ambos bordes claramente distinguibles, de una longitud aproximada a los 2/3 del ancho máximo de la coxa (Fig. 7). Patas negras; fémures y tibias con puntuación fina y pilosidad corta de coloración negra; tibias medias sin diente en su ápice externo; tibias posteriores engrosando paulatinamente desde su base: primer tarsito más largo que los siguientes en conjunto; uñas con un pequeño diente basal en su cara inferior.

Gáster negro, en vista lateral de mayor longitud que el tórax (Tabla 1); primeros dos tergitos con fusión evidenciada en las áreas súpero-laterales (14X).

Alas ahumadas; las anteriores con pterostigma, ápice de la primera celda submarginal y base de la marginal de color anaranjado; con tres celdas submarginales cerradas, segunda vena radio-medial transversa insinuada en la mayor parte de su longitud a partir del cuarto anterior; longitud de la primera vena medio-cubital transversa menos que el trozo de Rs+M entre ángulo antero-apical de la primera celda discoidal y ángulo postero-basal de la segunda celda submarginal (Fig. 11); alas posteriores con 3 hamulis. Longitud del ala anterior sólo un poco menor que la longitud del ovipositor (Tabla 1).

Ovipositor pardodo-rojizo oscuro, con carenas en su contorno apical, algo más expresadas que en la especie anterior (Fig. 15); valvas negras. Ovipositor más corto que el cuerpo, cerca de 1,5 veces la longitud del gáster (Tabla 1).

Longitud total: 15,55 - 16,3 mm.

Macho: Similar a la hembra, con los segmentos 9 al 11 del flagelo siempre negros, en muchos ejemplares se observa incremento de la superficie con coloración negra desde el ápice del flagelómero 6. Cabeza negra con zona lateral del vértex con mancha ovoidal de color amarillenta a pardo oscuro. Longitud: 15,7 - 17,4 mm.

Biología: los únicos antecedentes conocidos corresponden a las observaciones de Barriga (1990).

Hospederos: Se han obtenido ejemplares de esta especie a partir de crianzas del cerambicido *Hephaestion lariosi* Cerda (Barriga, *op. cit.*).

Distribución geográfica: Conocido hasta el momento sólo de la Región Metropolitana.

Material examinado: Región Metropolitana: 7 machos y 1 hembra de Colina, El Portezuelo, 10-XI-1988, en flores de *Maytenus boaria*; 1 hembra de El Arrayán, XII-1966, T. Ramírez coll.; 1 macho de El Manzano, emergido el 5-XII-1989, J.E.Barriga coll., ex *Hephaestion lariosi*; 1 macho y una hembra de San José de Maipo, emergidos el 1-X-1989, J.E. Barriga coll., ex *H. lariosi*; 2 machos de San Alfonso, emergidos el 1-XI-1989, J.E. Barriga coll., ex *H. lariosi*; 1 macho y 2 ninfas de San Alfonso, 5-XII-1989, J.E. Barriga coll., ex *H. lariosi* (IEUM, MNHN, UACH).

Holotipo hembra de Chile sin localidad precisa, no examinado, depositado (Kieffer, 1911) en el British Museum (Natural History).

AGRADECIMIENTOS

Por su ayuda en la recopilación de literatura, expresamos nuestro reconocimiento al Dr. Daniel Burckhardt (Muséum d'Histoire Naturelle, Ginebra-Suiza), Sr. Thomas Fichet (Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Universidad de Chile, Santiago), Sr. Eric Jiroux (París-Francia), Dr. Juan J. Morrone (Museo de La Plata, Argentina) y Sr. Sergio Riese (Génova, Italia). Asimismo agradecemos el préstamo de material tipo, efectuado por el Dr. Frank Koch (Museum für

Naturkunde der Humboldt-Universität, Berlín - Alemania), la información proporcionada por el Dr. E. Richard Hoebeke (Department of Entomology, Cornell University, U.S.A.) y en especial, los antecedentes aportados por el Sr. Juan E. Barriga (Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Universidad de Chile, Santiago) y Dr. Miguel Cerda G. (Santiago), además de las facilidades otorgadas por los propietarios o responsables de las colecciones examinadas, detalladas en Material y Método. A María E. Muñoz por su ayuda en las distintas transcripciones de los originales.

LITERATURA CITADA

BARRIGA T., J.E. 1990. Parásitos de Cerambycidae y Buprestidae (Coleoptera) de Chile. Revista Chilena de Entomología, *18*: 57-59.

CAMOUSSEIGHT M., A. 1980. Catálogo de los Tipos de Insecta depositados en la colección del Museo Nacional de Historia Natural (Santiago, Chile). Publicación Ocasional Museo Nacional de Historia Natural (Chile), (32): 1-46, 1 mapa.

CARLSON, R.W. 1979. Superfamily Evanioidea. *In*: K.V.Krombein *et al.* (eds.), Catalog of Hymenoptera in America North of Mexico, *1*:1109-1118. Smithsonian Institution Press, Washington.

CROSSKEY, R.W. 1951. Part II.- The taxonomy and biology of the British Evanioidea. Transactions of the Royal Entomological Society of London, *102*(5): 282-301.

CROSSKEY, R.W. 1953. LXXIV.- Two new species of *Aulacostethus* Philippi, and a new species of *Aulacus* Jurine, from Australia, together with a key to the Australian species of *Aulacostethus* (Hymenoptera: Aulacidae). The Annals and Magazine of the Natural History, (12), *6*: 758-766.

GAULD, I. & B. BOLTON. 1988 The Hymenoptera. British Museum (Natural History), London and Oxford University Press, Oxford.

HARRIS, R.A. 1979. A glossary of surface sculpturing. Occasional Papers in Entomoloy, State of California, Department of Food and Agriculture, (*28*): 1-31.

HEDICKE, H. 1939. Aulacidae. *In*: H. Hedicke (ed.), Hymenopterorum Catalogus, pars 10, 28 pp. Dr. W. Junk, 's-Gravenhague.

HOEBEKE, E.R. 1980. Catalogue of the Hymenoptera Types in the Cornell University Insect Collection. Part I: Symphyta and Apocrita (Parasitica). Search: Agriculture, Cornell University Agricultural Experiment Station, Ithaca, New York, (9): 1-36.

JURINE, L. 1807. Nouvelle méthode de classer les Hyménopterès et les Dipteres. J.J.Paschoud, Genève.

KIEFFER, J.J. 1900. Etude sur les Evaniides. Annals de la Société Entomologique de France, *68*: 813-820 (1899).

KIEFFER, J.J. 1902. Hymenoptera. Fam. Evaniidae. *In*: P. Wystman (ed.), Genera Insectorum, fasc. 2, 13 pp., 1 lám. Bruxelles.

KIEFFER, J.J. 1910. Diagnoses de nouveaux genres d'Aulacinae (Hym.). Bulletin de la Société Entomologique de France, 1910, p. 350.

KIEFFER, J.J. 1911. Etude sur les Evaniides exotiques (Hym.) du British Museum de Londres. Annales de la Société Entomologique de France, *80*: 151-231.

KIEFFER, J.J. 1912. Hymenoptera. Ichneumonoidea Evaniidae. Das Tierreich, *30*: 432 pp. R. Friedländer und Sohn, Berlin

MADL, M. 199Oa. Eine nene *Panaulix*-Art Benoit aus Kenya (Hymenoptera,

Evanioidea, Aulacidae). Mitteilungen der Münchner Entomologischen Gesellschaft, *80*: 85-88.

MADL, M. 199Ob. Über Aulacidae vom Iran (Hymenoptera, Evanioidea). Nachrichtenblatt der Bayerischen Entomologen, *39*(4): 114-116.

NAUMANN, I.D. 1991. Hymenoptera. *In*: CSIRO (eds.), The insects of Australia: a textbook for students and research workers, 2:916-1000. Cornell University Press, Ithaca (2nd ed.).

OEHLKE, J. 1983. Revision der europäischen Aulacidae (Hymenoptera Evanioidea). Beitrage zur Entomologie, *33*(2): 439-447.

PHILIPPI, R.A. 1873. Chilenischen Insekten. Stettiner Entomologische Zeitung, *34*; 296-316, 2 láms.

SCHLETTERER, A. 1889. Die Hymenopteren-Gruppe der Evaniiden. Annalen des k.k. Naturhistorischen Hofmuseums, *4*: 373-546, láms. 19-22.

ŠEDIVÝ, J. & M. ČAPEK. 1988. The species of Aulacidae in Czechoslovakia (Hymenoptera, Evanioidea). Acta Entomologica Bohemoslovaca, *35*: 231-233.

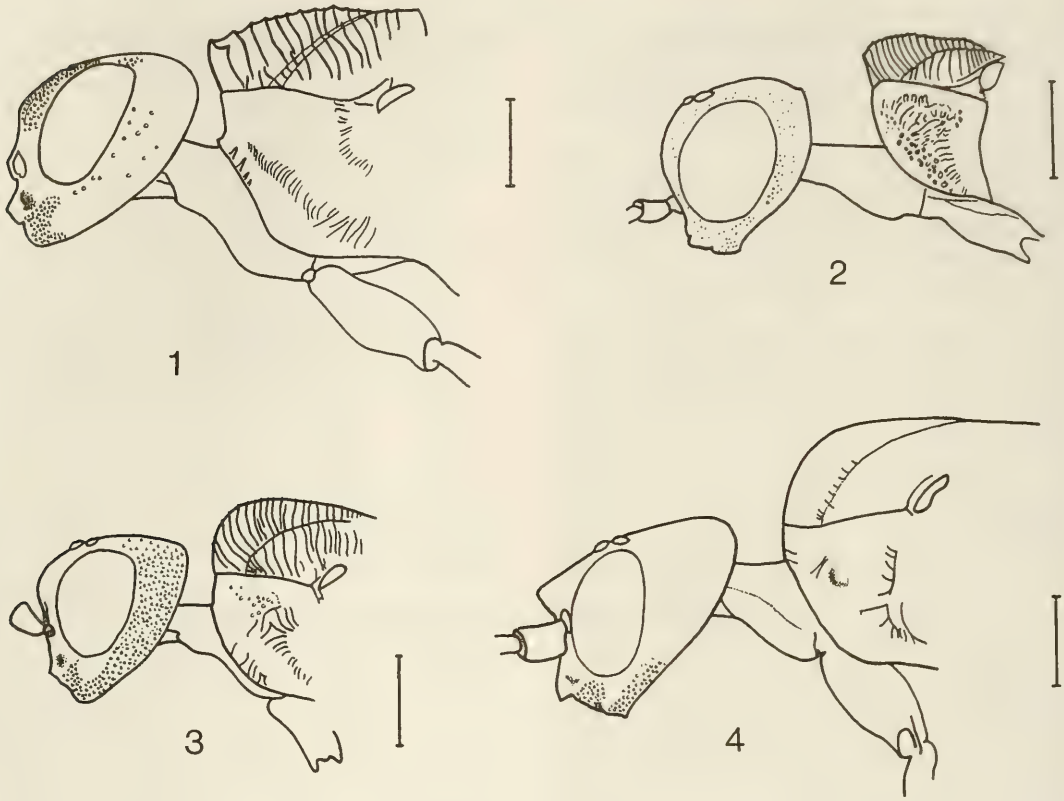
TOWNES, H. 1950. The Nearctic species of Gasteruptiidae (Hymenoptera). Proceedings of the United States National Museum, *100* (3259): 85-145.

TABLA 1
VARIABLES MORFOMETRICAS (MM) DE LAS ESPECIES DE AULACIDAE PRESENTES EN CHILE

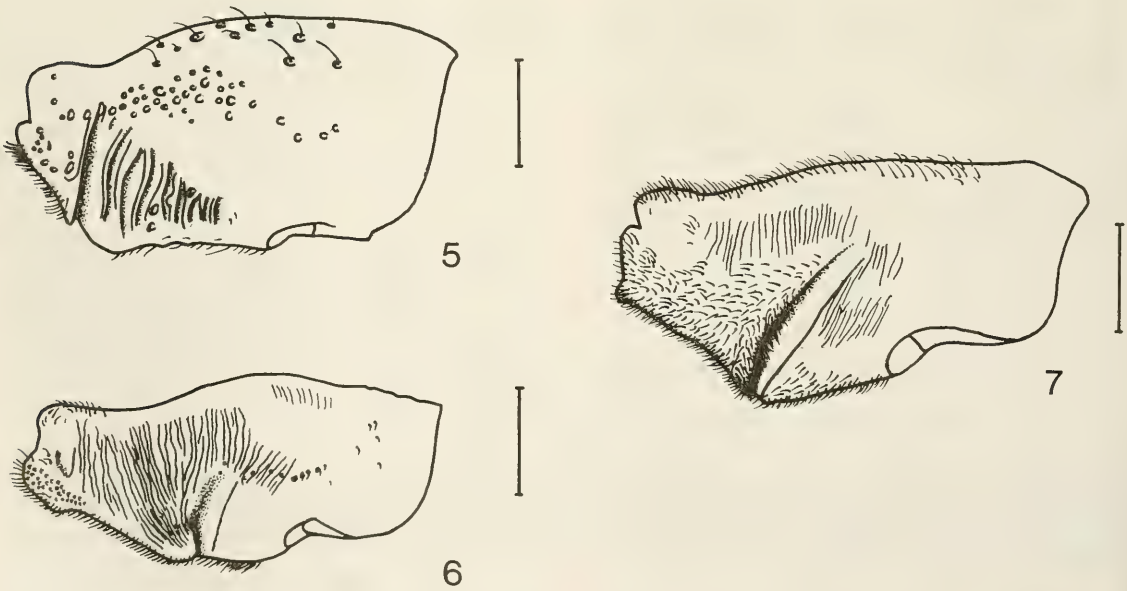
	LT	AT	LTO	LG	LA	LO
P. rubriventer						
hembra	14,1	3,3	6,4	6,4	11,4	9,8
E. capitalis						
hembra	9,8	2,1	4,6	4,4	8,2	5,6
A. krahmeri						
hembras	11,6	2,0	4,8	6,5	9,6	15,7
	11,3	1,9	4,7	6,3	9,1	15,3
	12,4	2,2	5,3	6,8	9,7	16,2
	13,6	2,2	5,3	7,7	10,5	17,1
	12,2	2,1	4,9	6,4	9,8	15,6
	12,8	2,2	5,4	6,3	10,5	16,8
	13,5	2,3	5,3	7,4	10,7	17,8
	12,3	2,0	4,7	6,1	10,2	17,7
	13,1	2,2	5,5	6,6	10,3	16,6
$\bar{x}$	12,5	2,1	5,1	6,7	10,0	16,8
d.s.	0,8	0,1	0,3	0,5	0,5	0,9
machos	12,2	1,7	3,8	6,9	8,8	----
	13,5	2,0	4,3	7,8	9,4	----
	10,2	1,6	3,1	6,7	7,2	----
	12,5	1,9	4,3	7,4	8,2	----
$\bar{x}$	12,1	1,8	3,9	7,2	8,4	----
d.s.	1,4	0,2	0,6	0,5	0,9	----
A. braconiformis						
hembras	16,3	2,4	6,5	8,4	12,5	12,7
	15,5	2,3	5,3	8,6	11,9	12,8
machos	16,4	2,2	5,4	9,9	11,4	----
	16,9	2,6	5,9	10,3	12,4	----
	17,0	2,3	5,3	10,2	11,3	----
	15,7	2,2	4,9	9,4	10,7	----
	17,3	2,5	5,5	10,4	12,0	----
	17,0	2,1	5,7	11,0	11,9	-----
	16,9	2,3	5,6	11,0	11,9	----
	17,4	2,6	5,7	10,5	12,0	----
$\bar{x}$	16,8	2,4	5,5	10,3	11,7	----
d.s.	0,5	0,2	0,3	0,5	0,5	----

LT= longitud total, medida dorsalmente desde frente a ápice del gáster; **AT**= ancho máximo del tórax, dorsalmente, anterior a tégulas; **LTO**= longitud del tórax, medida lateralmente desde ápice de propleuras hasta inserción de coxas posteriores; **LG**= longitud del gáster, medida lateralmente; **LA**= longitud del ala anterior; **LO**= longitud aproximada del ovipositor, medida desde el extremo del abdomen.

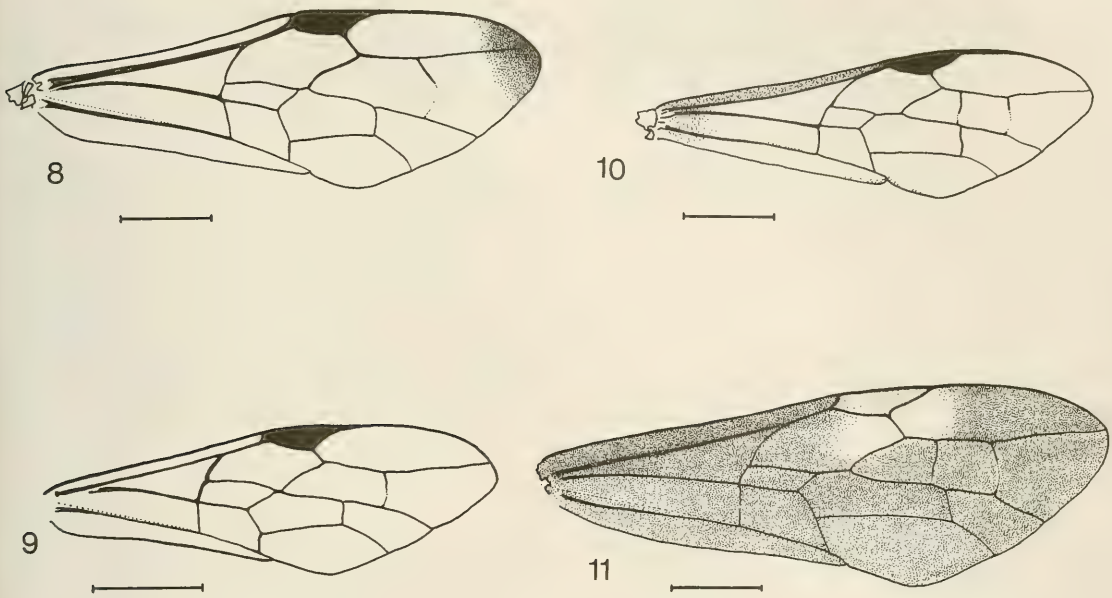
$\bar{x}$ = promedio, d.s.= desviación estandar



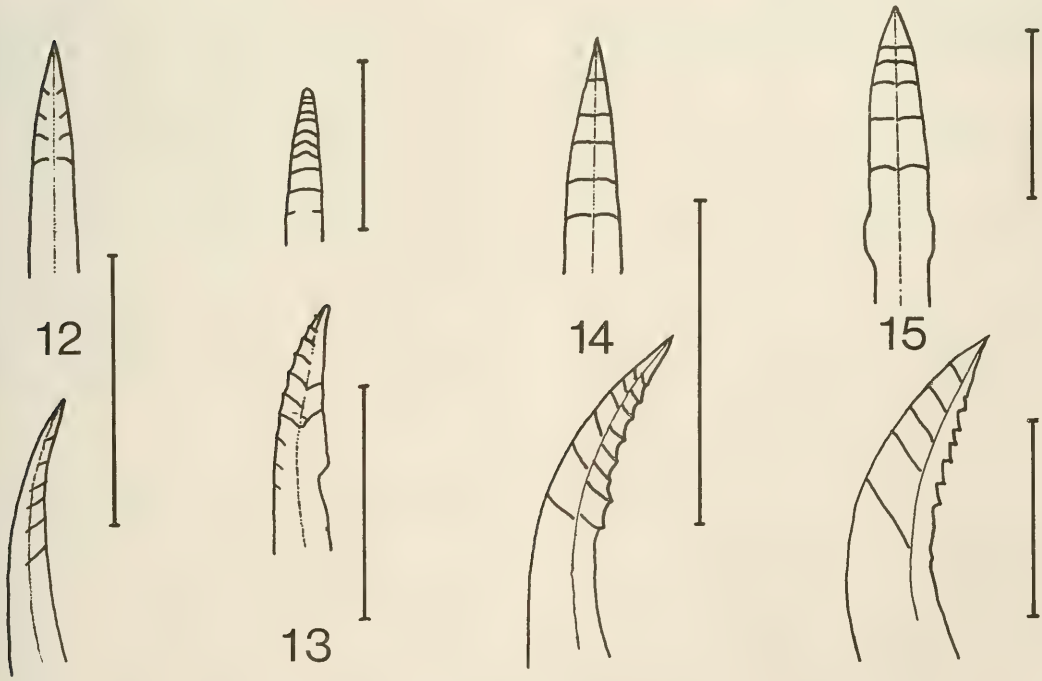
Figuras 1-4: Esquemas, en vista lateral, de cabeza y parte del tórax. 1. *Pristaulacus rubriventer* (Philippi), 2. *P. capitalis* (Schletterer), 3. *Aulacus krahmeri* n. sp., 4. *A. braconiformis* (Kieffer). La escala representa 1 mm en cada caso.



Figuras 5-7: Esquema de la cara interna de la coxa posterior. 5. *Pristaulacus rubriventer* (Philippi), 6. *Aulacus krahmeri* n. sp., 7. *A. braconiformis* (Kieffer). La escala representa 0,5 mm en cada caso.



Figuras 8-11: Esquema del ala anterior. 8. *Pristaulacus rubriventer* (Philippi), 9. *P. capitalis* (Schletterer), 10. *Aulacus krahmeri* n. sp., 11. *A. braconiformis* (Kieffer). La escala representa 2 mm en cada caso.



Figuras 12-15 : Esquema del ápice del ovipositor, en vista dorsal (arriba) y lateral (abajo). 12 *Pristaulacus rubriventer* (Philippi), 13. *P. capitalis* (Schletterer), 14. *Aulacus krahmeri* n. sp., 15. *A. braconiformis* (Kieffer). La escala representa 0,3 mm en cada caso.

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 99-115

COMPORTAMIENTO REPRODUCTIVO DE *CENTRIS MIXTA TAMARUGALIS* (HYMENOPTERA: ANTHOPHORIDAE). II PARTE: NIDIFICACION Y ESTADOS INMADUROS [1]

ELIZABETH CHIAPPA[2] Y HAROLDO TORO[3]

RESUMEN

En el presente trabajo se describen los hábitos de nidificación y los estados inmaduros de *Centris mixta tamarugalis*, comparándola con otras especies del género. Vive en sitios permanentes de nidificación asociada con algarrobos y tamarugos (*Prosopis spp.*) en el área norte de Chile.

ABSTRACT

The nesting habits of *Centris mixta tamarugalis*, that breeds associated with *Prosopis* spp in permanent sites in the desert area of northern Chile, are described and compared with other species of *Centris*. Descriptions of immature states of development are also included.

INTRODUCCION

El estudio del comportamiento reproductivo de *Centris mixta tamarugalis* Toro *et al.* (1991), presenta un gran interés biológico debido a las estrategias altamente adaptativas que deben mostrar las especies que se desarrollan en un ecosistema desértico, con condiciones ambientales de selectividad extrema, como ocurre en la Pampa del Tamarugal, ubicada en la 1ª Región de Chile (entre los paralelos 19° y 21° S).

Varios estudios sobre la biología y comportamiento de las abejas del género *Centris* se han realizado en los últimos años, desde que Michener & Lange aportaran sus observaciones en 1958. Así Alcock *et al.* (1976) presentan información sobre la nidificación de *C. rodophus* Cockerell, *C. cockerelli resoluta* Cockerell y *C. pallida* Fox. Sobre este mismo aspecto y la actividad parasitaria, en *C. flavofasciata* Friese han escrito Vinson *et al.*,(1987). Por su parte, Chemsak (1985) ha realizado algunas observaciones sobre la conducta de los adultos de esa misma especie. Los nidos de *C. aethyctera* Snelling y de *C. segregata* Crawford han sido descritos, respectivamente, por Vinson & Frankie (1977) y Coville *et al.* (1983) quienes, además, presentaron una interesante discusión de los hábitos de nidificación de las especies de *Centris*, planteando que las mayores diferencias estarían asociadas a nivel de los distintos subgéneros. Información sobre la nidificación de *C. heithausi* Snelling y la conducta territorial de los machos de la especie, relacionada con las secreciones de las glándulas de las patas posteriores, fue presentada por Coville *et al*, (1986). Sobre la variación del tamaño y el éxito reproductivo de machos y hembras así como de estrategias alternativas en la repro-

[1]Trabajo financiado por Proyecto Fondecyt 0644-88 y Dirección General de Investigaciones de la U. Católica de Valparaiso.

[2]Facultad de Ciencias Naturales y Exactas, Universidad de Playa Ancha, Casilla 34-V, Valparaíso-Chile. Fax 56-32-285041.

[3]Departamento de Zoología, U. Católica de Valparaíso, Casilla 4059, Valparaíso-Chile. Fax 56-32-212746.

(Recibido: 9 de marzo de 1994. Aceptado: 14 de julio de 1994)

ducción ha trabajado activamente Alcock (1976, 1979 y 1989) sobre *C. pallida* Fox. En relación a territorialidad de machos, los trabajos de Frankie *et al.*, (1980) en *C. adani* Cockerell y de Williams *et al.* (1984) en *C. nitida* Smith y *C. trigonoides subtarsata* Cockerell, han constituído un aporte importante en el conocimiento de las especies del bosque seco de Costa Rica.

Recientemente, Rozen & Bushmann (1990), han realizado una descripción y comparación de la nidificación y estados inmaduros de *C. caesalpineae* Cockerell y *C. pallida* Fox relacionándolas, además, con información bibliográfica de otros Centridini.

De las once especies chilenas del género (Toro, 1986) sólo ha sido estudiada la biología de *C. cineraria* Smith, *C. nigerrima* Spinola (Janvier, 1926), especies solitarias de la zona central de Chile, y se ha descrito la conducta de los machos de *C. mixta tamarugalis* (Toro *et al.*, 1991), que vive en agregaciones en el norte del país.

Algunos aspectos biológicos de *C. autrani* Vachal, especie que se encuentra en el norte de nuestro país, han sido descritos por Janvier (1955) para poblaciones de Cochabamba, Bolivia y del sur del Perú, en los alrededores del Cuzco.

Por razones de dificultad en encontrar ejemplares, el estudio de los estados inmaduros de las abejas es mucho menos frecuente que el de los adultos (McGinley, 1989). En efecto, Rozen (1965) y Rozen & Buchmann (1990) han sido los únicos que han realizado estudios más completos sobre los juveniles de la tribu Centridini. Por ésto, en el presente trabajo, continuando con lo reportado sobre el comportamiento reproductivo de *Centris mixta tamarugalis* (Toro *et al.*, 1991), se describen los hábitos de nidificación y la morfología de los estados juveniles, en el desierto del Norte de Chile, comparándolos con otras especies de *Centris*.

El desierto del norte de Chile corresponde a una planicie ubicada entre la Cordillera de la Costa y la Cordillera de Los Andes; es uno de los más áridos del mundo, con escasa pluviosidad y amplias oscilaciones térmicas durante el día. A pesar de estas condiciones, entre los paralelos 19° y 21° lat S, existen bosque naturales y plantaciones de varias especies del género *Prosopis*, entre las que *P. tamarugo* es la más abundante. Estos árboles adaptados a vivir en condiciones extremas, incluyendo los salares que allí existen, se desarrollan en la llamada Pampa del Tamarugal, que en su totalidad tiene una superficie aproximada de 12.000 Km^2. En relación a estos bosques hemos encontrado un gran número de áreas de nidificación de *C. mixta* ubicadas en zonas abiertas y sin vegetación pero cercanas a los árboles de *Prosopis spp.*

MATERIALES Y METODO

Las observaciones se llevaron a cabo en la Pampa del Tamarugal, I Región, 13 Km al sur del pueblo de La Tirana, a 900m sobre el nivel del mar, en un área de nidificación de aproximadamente 3000 m^2 de superficie, ubicada en el Salar de Pintados. El mapa y mayores detalles sobre su situación se pueden obtener en Toro *et al.*, (1991). Además se realizaron experiencias en Quillagua, II Región (21° 39' lat S - 69° 33° long W), que se tomaron como elementos comparativos. Se visitó la zona en los meses de Agosto, Octubre y Febrero para hacer las excavaciones de los nidos y cuantificaciones de las celdillas y estados juveniles. Se excavaron 15 nidos para observar su estructura general, además se tomaron 30 muestras de suelo, de 25 x 25 cm, con todas las celdillas que allí se encontraban, las que posteriormente fueron revisadas en el laboratorio. Las celdillas fueron trasladadas cerradas, por lo que las larvas hibernantes que contenían, pudieron ser observadas vivas. En tales condiciones han permanecido, sin mayores alteraciones, por más de dos años, sin alcanzar el estado adulto. Estas larvas fueron colectadas en el mes de febrero, en el tiempo en que la floración de *Prosopis* spp., de las que se alimentan los adultos, había pasado y ya no quedaban ejemplares sobrevolando el lugar.

Los huevos y larvas de los primeros instars se recolectaron durante los primeros días del mes de octubre, cuando las hembras estaban en periodo de construir celdillas y se conservaron en alcohol al 70%.

Para observar estructuras por transparencia, una gran serie de larvas se hirvieron en KOH

al 5%, durante 5-6 min y luego fueron examinadas, en glicerina, con microscopio estereoscópico Wild.

Las celdillas, los juveniles y los opérculos se midieron con pié de metro.

Se tomaron fotografías en microscopio electrónico JEOL ISM-25-SII, de la cabeza de la larva postdefecante, del 1°-4° instar, del opérculo y de la pared del capullo.

Se realizaron experiencias en relación a la permeabilidad de la celdilla y del capullo que teje la larva, sumergiendo 10 de ellas en una cápsula de Petri que contenía agua y observando los cambios que ocurrían durante 7 días:

- en celdillas sumergidas completamente
- sumergidas parcialmente.

Se remojaron 10 masas fecales durante 24 hs a fin de reconstituir su condición original.

Se hizo un análisis de suelo del área de la Pampa del Tamarugal, con la tierra que se encontraba a la altura de las celdillas.

Para realizar las descripciones se siguió como pauta el trabajo de Rozen & Buchmann (1990) a fin de facilitar futuras comparaciones y, también, la lista de caracteres para describir las pupas de abejas de Michener (1954) y Torchio & Burwell (1987). El número de ejemplares observados fue de 3 hembras y 3 machos, en el caso de las pupas, y una larga serie de larvas.

Los ejemplares descritos se conservan en la colección de uno de los autores (E. CH.). Esta subespecie será denominada *C. mixta* en el presente trabajo.

RESULTADOS Y DISCUSION.

Area de nidificación.

El área de nidificación de La Tirana, en la Pampa del Tamarugal, es de grandes dimensiones y de superficie plana. En Quillagua, en cambio, los nidos están ubicados en una ladera de aproximadamente 15° de inclinación, con exposición este. No se han encontrado nidos construidos en paredes verticales.

El terreno se presenta levemente compactado, pero no duro, de muy baja humedad; técnicamente presenta una textura franco arcillo-arenosa. El análisis de suelo entregó los siguientes resultados: arena 49.2%, arcilla 34.1% y limo 16.7%, alta conductividad eléctrica y pH de 8.55. Esta capa de 5 a 20 cm de profundidad descansa sobre una de sal muy dura que aflora, de manera irregular, en la superficie de algunos lugares.

C. mixta es una especie gregaria y construye nidos en el suelo, reutilizando las mismas áreas de nidificación, año tras año. Se observa gran densidad de nidos, siendo la mayor cantidad encontrada de 256 entradas por m^2, que corresponde a un lugar cercano a los tamarugos. No se observa un patrón en la distribución o agrupación de los nidos, ya que hay zonas de baja densidad (1-20 nidos/m^2) vecinas a áreas de alta densidad (256 nidos/m^2) y, los límites de las zonas de nidificación no se encuentran bien definidos (Fig.1).

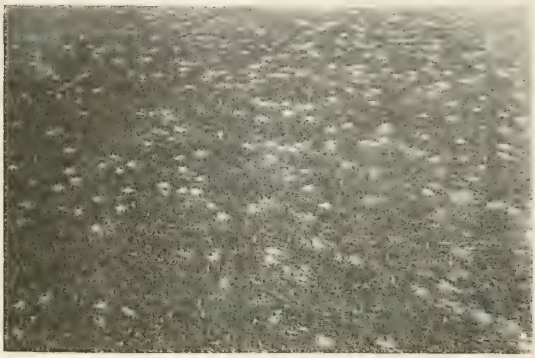


Figura 1: Entrada a los nidos en una zona de alta densidad en el área de nidificación de *Centris mixta*. Se puede notar los montículos de la tierra excavada por las hembras.

Se han observado varias estrategias, en la tribu Centridini, en relación a la reutilización del sitio de nidificación (Roubik & Michener, 1980; Rozen & Buchmann, 1990). De la misma manera que *C. ruffosuffusa* Cockerell (Callan, 1977), *C. mixta* construye sus nidos en agregados, todo el tiempo en el mismo lugar. Las razones para tal comportamiento pueden ser: la limitada disponibilidad de fuentes de alimentación, las características del terreno que corresponde a un salar con pocos lugares sin afloramientos de sal y a la gran cantidad de parásitos en el área.

Según Coville *et al.*, (1983), la construcción de nidos en el suelo, ubicados en superficies horizontales o suavemente inclinadas, tal

como lo observado en *C. mixta* (subgénero *Paracentris*), corresponde a la condición más primitiva en la tribu Centridini. Sin embargo, el hecho de que *C. mixta* construya el nido con un grupo de celdillas al término de un túnel principal, rellenado con material del suelo por la hembra, sería una condición derivada, que escapa a la que presentan otras especies del subgénero *Paracentris*, siendo más semejante a *Centris (Trachina) heithausi*. El número elevado de celdillas es posible debido a que el estrato en que están situadas es fácil de excavar, pero es limitada por el estrato inferior notoriamente más duro y de características salinas que podría impedir la permanencia de los juveniles, aunque estén protegidos por las paredes de las celdillas. La presencia de pequeños túneles laterales o celdas sin cerrar al inicio el nido, como ocurre en esta abeja, además de evadir parásitos (Vinson & Frankie, 1977), sirve para alojar a los adultos que los usan como dormitorio. Esto establece una diferencia con otras especies gregarias que pasan la noche en lugares cercanos a la zona de nidificación.

Descripción de los nidos.

Los nidos están constituidos por un túnel oblicuo, de aproximadamente 45° de inclinación, con un solo orificio de entrada y un pequeño montículo lateral (0,3-0,8cm; n= 5) formado con la arena producto de la excavación (Fig.1). La entrada es circular (0,9-1,3cm; n=6) y nunca se encuentra protegida por algún elemento del medio como ramas, piedras u otros. Este orificio permanece abierto durante el abastecimiento de las celdillas y es cerrado por las hembras cuando termina ese proceso. En las zonas de gran densidad hay algunos nidos que pueden estar conectados internamente. El largo del túnel depende de las condiciones del terreno y de la altura de la capa de sal, puesto que en Quillagua, donde es más deleznable, la profundidad del túnel no sobrepasa los 8cm ($\bar{x}$= 5,77; n= 13; r= 4-8cm). En cambio en La Tirana, permite excavaciones de mayor profundidad ($\bar{x}$= 10,8; n= 13; r= 7-17 cm).

Características de las celdillas.

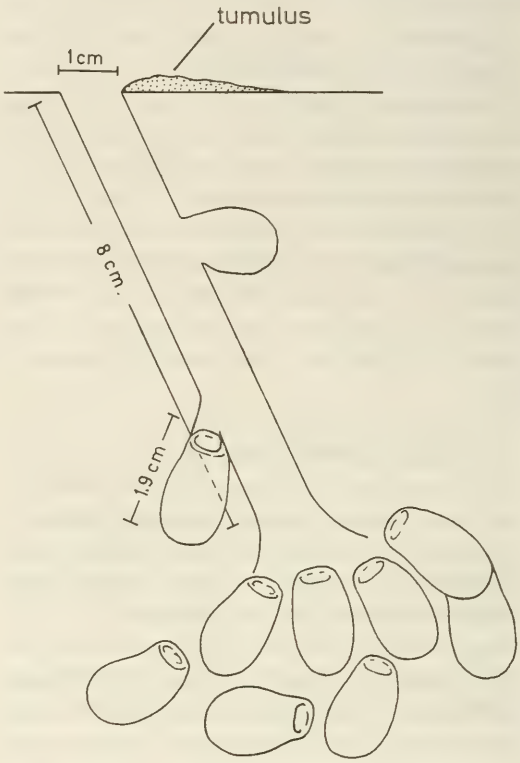


Figura 2: Esquema del probable patrón del nido de *Centris mixta*.

En los nidos más típicos (Fig. 2) suele haber 1-2 celdillas en el recorrido del túnel, excepcionalmente, se puede encontrar (a 2-3cm desde la entrada) una excavación lateral que, al igual que el túnel, puede ser ocupada por los adultos para dormir. En su término, se encuentra un número variable de celdillas, generalmente 4-8, sin embargo, en áreas densas, es imposible determinar el número que pertenece a cada uno de los nidos, ya que hay una capa continua de celdillas, de la temporada y otras más antiguas que se conservan perfectamente debido a la baja humedad del suelo. En verdad, en estas zonas es tal la cantidad de celdillas, que prácticamente se podría definir un estrato formado solamente por ellas (Fig.3).

En esta situación de alta densidad de nidos, las primeras celdillas están en posición verti-

Figura 3: Celdillas fotografiadas in situ, la gran cantidad forma un verdadero sustrato por encima de la capa dura de sal.

cal y las más inferiores, en posición casi horizontal, debido a que están tocando la capa de sal. Más excepcionalmente hemos encontrado celdillas colocadas unas sobre otras.

TABLA 1
CONTENIDO DE CELDILLAS DE UNA MUESTRA DE SUELO DE 25x25cm.

Celdillas con tapa:	Nº
- con larvas vivas	19
- con larvas muertas	2
- parasitadas por Mutillidae	11
- parasitadas por Bombyliidae	1
Celdillas sin tapa:	
- antigua	49
- en contrucción	5

En la Tabla 1 se indica lo encontrado en una muestra de suelo de 25x25cm en cuya superficie habían 15 orificios de entrada a los nidos. Allí se puede observar un alto grado de parasitismo, ya que de un total de 76 celdillas encontradas en la muestra, un 16% estaban parasitadas, lo que es bastante más que la cantidad de parásitos en una población de *C. caesalpineae* (Rozen & Buchmann, 1990).

Hay características generales, como la poca profundidad a que se encuentran las celdas y la forma de barril, que son comunes a todas las especies de *Centris* descritas hasta ahora.

La construcción de una celdilla, su situación hipógea y la acumulación de reservas de la larva contribuyen a favorecer un estado diapáusico en espera de los recursos ofrecidos por *Prosopis*. La necesidad de incorporar rápidamente la mezcla de néctar y polen acumuladas por la madre, que fermenta fácilmente, hace poco posible una dormancia en estado de huevo o larva no completamente desarrollada. Parece también probable que, las formas de pupa y adulto, tampoco sean ventajosas por razones energéticas, por un lado, la relación superficie/volumen es mayor y, por otro, la larva postdefecante es de gran tamaño y puede acumular gran cantidad de material graso, que es imposible de igualar en otro estado de desarrollo.

Las celdillas son claramente diferenciables del terreno y también fáciles de sacar. Tienen forma cilíndrica, bastante simétrica, de base

Figura 4: Vista lateral de celdillas mostrando la variación de tamaños y formas

redondeada y ápice truncado que lleva una tapa casi plana. Miden de $\bar{x}$= 1,81cm de largo (n= 64; r= 1,6-2,08cm) y de ancho máximo $\bar{x}$= 1.2cm (n= 64; r= 1,04-1,34cm) (Fig. 4). Están construídas con granos del suelo, aglutinados con material secretado por la hembra; las celdillas de la temporada se observan con mayor humedad que las antiguas las que, además, son más claras y duras. El grosor de las paredes es variable ($\bar{x}$= 1,88mm; n= 7; r= 1,44-2,36mm), generalmente, algo más gruesas hacia la región del opérculo (Fig. 5).

En la constitución de la pared se pueden apreciar dos capas, una externa, la más gruesa, hecha con granos de mayor diámetro y poco cohesionados y una interna más delgada y conformada por material fino muy apretado. Esta es más dura y pulida, ya que las partícu-

Figura 5: Vista lateral de celdillas. Se observa, a la izquierda, el extremo del capullo y el opérculo, en donde se ha retirado el extremo superior de las paredes y la tapa y, a la derecha, dejando la tapa de la celdilla se puede observar que está totalmente adherida al opérculo.

las se encuentran unidas por una sustancia cementante y va recubierta, internamente, por un material de tipo ceroso, suave y brillante, excepto en la tapa de la celda.

Al ser sumergidas en agua, estas dos capas se disuelven, la más externa en forma casi inmediata; al cabo de 24 hr, ambas capas se desintegran, quedando a la vista el capullo tejido por la larva y algo del material adherido a la base, a la altura donde se depositan las fecas. En esta zona, los granos son más difíciles de separar debido, posiblemente, a la impregnación de la pared por los productos de la digestión de la larva. Estas características de las celdas de *C. mixta* confirman lo que sugieren Rozen & Buchmann (1990) en relación a la desintegración y permeabilidad de las paredes construidas por las abejas pertenecientes a la tribu Centridini.

La tapa de la celdilla está confeccionada con el mismo material del que conforman las paredes de la celdilla, su grosor es de $\bar{x}$= 2mm (n = 7; r = 1,56-3,18mm). Está construída 1-2mm bajo el borde superior de la celda, de modo que queda un borde irregular sobresaliendo alrededor ello, agregado al efecto del engrosamiento que se produce en la unión con las paredes de la celdilla, le da un aspecto ligeramente excavado.

La tapa de la. celdilla de *C. mixta* es diferente a la de *C. rhodophus* y *C. cockerelli* (Alcock *et al.*, 1976), *C. aethyctera* (Vinson & Frankie, 1977), *C. inermis* (= *segregata*) (Coville *et al.*, 1983) y *C. heithausi* (Coville *et al.*,1986), en las cuales hay algún tipo de proceso o de modificación. La tapa es semejante, aunque más aplanada aún, a la de *C. pallida* (Alcock *et al.*, 1976), por lo que sería la más plana comparada con las de otras especies en que no se ha sido descrito ningún tipo de proceso, (*C. nigriventris* Jorgensen, 1912; *C. lanipes* Michener & Lange, 1958; *C. furcata* y *C. autrani* Janvier, 1955). A diferencia de *C. caesalpiniae*, a veces, se puede observar una disposición concéntrica o algo helicoidal de los granos (Fig.6), pero no se presenta ningún tipo de material recubriendo internamente la tapa como ocurre en esta última especie (Rozen & Buchmann, 1990) y en *C. segregata* (Coville *et al.*, 1983). Como se puede notar, la tapa de la celdilla es un cáracter de gran importancia sistemática, probablemente a nivel específico, ya que no se observan formas representativas para los subgéneros de la tribu.

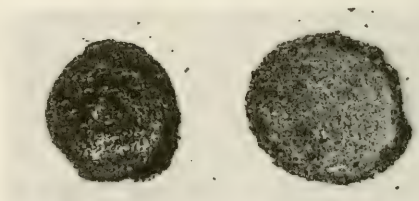


Figura 6: Tapa de la celdilla: a) cara interna, que muestra la posición helicoidal de los granos que la conforman y b) cara externa, de superficie plana sin procesos de ningún tipo.

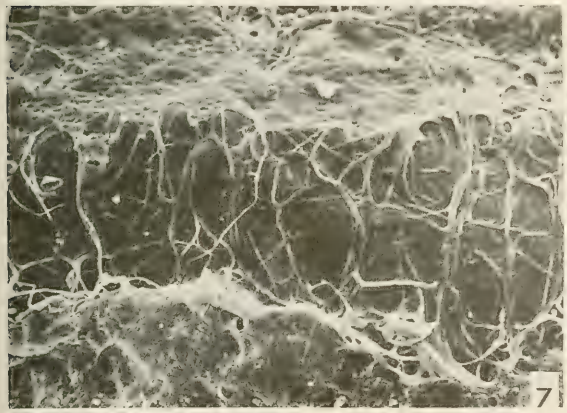
La confección de un capullo, muy impermeable, está relacionado con la presencia de palpos y antenas, el labio proyectado anteriormente y la forma amplia de la abertura del salivarium, de acuerdo a lo planteado por Rozen (1965). El capullo que teje la larva tapiza por completo el interior de la celdilla, incluyendo un opérculo circular (de acuerdo a la nomenclatura de Rozen, 1984), ubicado bajo la tapa y una base que aísla las fecas. Es

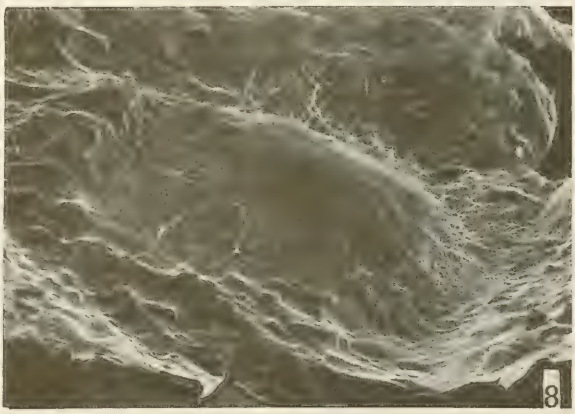
de color amarillo, traslúcido y algo más opaco a la altura de las heces. A ese nivel puede, a veces observarse una zona lineal de aproximadamente 1mm de altura que, probablemente, constituye una zona de unión entre la zona superior e inferior del capullo, debido a una discontinuidad en la confección del mismo y en relación a la deposición larval. Esta línea sugiere, que el opérculo y las paredes son tejidos por la larva en un tiempo distinto de aquél en que es confeccionada la base que la aisla de las heces (Fig. 7). El capullo no mantiene una forma determinada, pero es muy impermeable y previene a la larva de la deshidratación, ya que no se disuelve cuando es mantenido en agua y la larva permanece perfectamente aislada y sin mayores alteraciones, aunque se haya disgregado la tierra que forma la celdilla. Ello se pudo comprobar, además, cuando se mantuvieron algunas de ellas sumergidas en agua durante 7 días y no se encontró líquido en el interior. Los capullos, por lo demás, han conservado las larvas vivas y prácticamente sin problemas de deshidratación, cuando han sido mantenidas durante dos años a temperatura ambiental. A pesar de ésto, no se ha logrado estado adulto en condiciones de laboratorio.

En relación a la tapa aplanada, el opérculo que la recubre internamente está muy adherido a ella (por lo que algunos granos son difíciles de desprender). El opérculo tiene poco desarrollo en altura, puede ser ligeramente convexo por la cara superior y presentar engrosamiento central (Fig. 9a), por mayor concentración de fibras tejidas en esa zona (Fig. 8). La parte central engrosada ($\bar{x}$= 0,15mm; n= 6; r= 0,14-0,18mm), muestra en corte transversal (Fig. 9a, b), una superficie compacta en forma de una delgada lámina, en donde se pueden observar fibras finas en relieve (Fig. 10a). Bajo ella, una gran cantidad de fibras paralelas a la superficie, en mayor número hacia el centro. Inmediatamente alrededor hay fibras de grosor y forma variables que forman una malla con espacios irregulares (Fig. 10b). Hacia la periferia el tejido se torna nuevamente compacto, tomando la constitución y grosor que se observa en el resto del capullo ($\bar{x}$= 0,1mm; n= 6; 0,08-0,12mm).

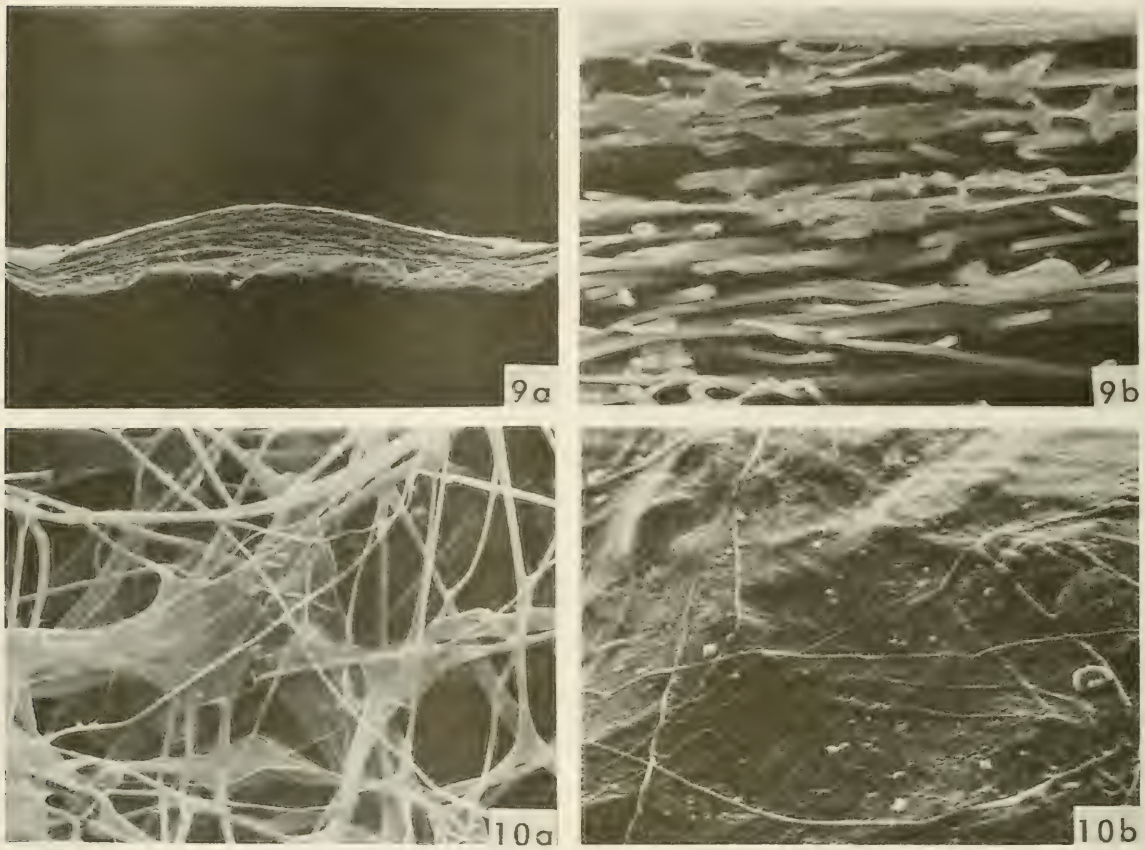
Estas características particulares, confirman que el opérculo es, también, una estructura de gran importancia para diferenciar especies dentro del género (Rozen, com. personal), como se puede observar al comparar lo que ocurre en *C. caesalpiniae*, *C. pallida* y *Ericrocis lata* (Rozen & Buchmann, 1990).

A este respecto se puede pensar que *C mixta* presenta un estado primitivo, en que el opérculo no tiene otra función que aislar a la larva de la deshidratación. Las especies que tienen la característica de tener un opérculo con mayor número de capas confeccionadas con distintas sustancias, es un estado derivado relacionado con una tapa más elaborada que lleva, a veces, una abertura que comunica a la larva con el medio, la que podría cumplir el





Figuras: 7-8: 7. Area del capullo que muestra una zona de unión a la altura donde termina la masa de fecas 8. Vista semilateral de la cara interna del opérculo.



Figuras 9 - 10: 9a. Corte transversal del opérculo con la disposición de las fibras del engrosamiento cetral. 9b. Centro del opérculo con mayor aumento donde se ven las fibras dispuestas paralelamente a la superficie. 10a. Zona lateral del opérculo compuesta de una malla de fibras irregulares en tamaño y disposición. 10b. Superficie de la zona central del opérculo que se muestra como una capa fina, continua y con algunas fibras de diferentes grosores en relieve.

rol de difundir gases o paso de aire aislándola, por medio del opérculo, de parásitos u otros agentes externos.

La emergencia de los adultos se realiza rompiendo el opérculo y la tapa, abriéndose paso con patas y mandíbulas, pero en forma distinta a *C. caesalpiniae* (Rozen & Buchmann, 1990) ya que la tapa no ha sido recuperada dentro o fuera de la celdilla, por lo que al salir, las abejas deben morderla y despedazarla.

Contenido de las celdillas.

El alimento depositado en la base de la celdilla, es una masa de polen que tiene una consistencia casi sólida, aunque varía su densidad en las dos áreas observadas, siendo más liquida y aromática en Quillagua. Puede llegar a conformar hasta 1/3 del volumen de la celdilla habiendo, además, polen adherido a las paredes en forma de una capa fina que alcanza, normalmente, hasta 2/3 de la altura total (Fig. 11). Sin embargo, hay que hacer notar que estas cantidades son muy variables en distintas celdillas observadas. Tanto las diferencias de tamaño de la celdilla como de la cantidad de alimentos sean, posiblemente, la causa de los distintos tallas que se pueden apreciar entre los adultos.

Las heces depositadas por la larva, en la base de la celdilla, ocupan aproximadamente 1/6-1/5 del volumen, siguen la forma del ápice redondeado y presentan una superficie superior muy cóncava y lisa. La masa fecal está en contacto directo con la pared de la celdilla y aislada de la larva por el capullo. Tienen un peso variable de $\bar{x}$ = 0,5755 grs (n = 12; r = 0,3133-0,7899grs). Las fecas se deshidratan, se endurecen y contribuyen a reforzar la base de la celdilla. Contienen una gran cantidad de

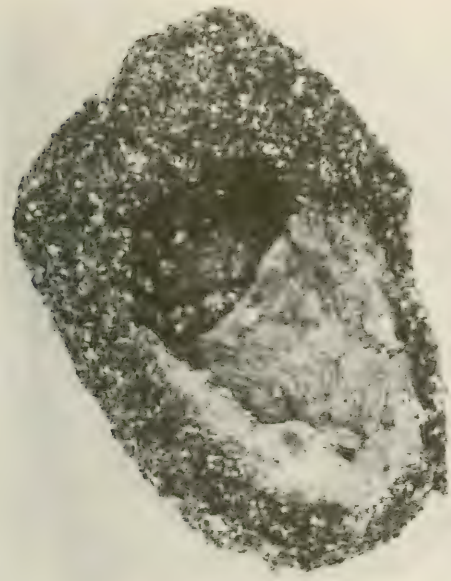


Figura 11: Celdilla abierta para mostrar la cantidad y disposición de la masa de alimento.

restos vacíos de granos de polen y presentan aspecto diferente de acuerdo al orden en que fueron depositadas. Según se pudo observar, en algunas de ellas que fueron remojadas en agua, las primeras fecas ubicadas en el fondo son amarillas y con consistencia de mucosa, posteriormente toman forma de pequeñas láminas, de extremos aguzados, compactadas y de color blanco amarillento ($\bar{x}$ = 1,9mm; n = 8; r = 1,5-2,4mm); probablemente la forma laminar se deba al aplastamiento que sufren por el peso propio, el de la larva y por la colocación del capullo sobre ellas. Finalmente, las últimas heces depositadas, son de color café oscuro y ubicadas hacia el centro de la masa fecal. Sobre ellas, y algo adherida, se puede encontrar la cubierta de la pupa, de color blanco amarillento, aplastada y de largo $\bar{x}$= 6mm (n =3; r = 5-7mm).

Descripción de los estados de desarrollo.
Según lo observado en la Pampa del Tamarugal, el desarrollo de las larvas es muy rápido, a principios de octubre se colectaron los primeros huevos y celdillas en construcción y en diciembre, las larvas ya estaban todas en estado de diapausa, lo que está de acuerdo con la floración principal de *Prosopis* spp., (algarrobos y tamarugos), que va desde septiembre a fines de noviembre.

Huevo.
El huevo es de color blanco amarillento, mide de largo $\bar{x}$ = 2,9mm (n = 7; r = 2,5-3,2mm). Presenta forma cilíndrica, ligeramente encurvado y va colocado sobre la parte central, o ligeramente lateral, de la masa de alimento (Fig. 12a). El corion abandonado por la larva cuando sale, es muy frecuente de encontrar como una pequeña cáscara vacía, aplastada, de color blanco amarillento y con marcas de segmentación sobre ella. Generalmente, este corion se encuentra ubicado algo más lateralmente que el huevo, por lo que debe haber un desplazamiento del primer instar a medida que va mudando y desprendiéndose de la envoltura del huevo.

Larvas.
Hemos identificado 4 instars para esta especie teniendo, el último, dos etapas con características distintas, una predefecante con una larva turgente y otra postdefecante con un aspecto flácido, debido al vaciamiento del tubo digestivo antes de entrar en diapausa.

Como no se observaron las mudas, los instars se determinaron en relación con el tamaño, esclerotización y cambios morfológicos a nivel de los apéndices relacionados con la alimentación. También se pudo notar un cambio en la coloración de las larvas que, de un tenue color rosado, pasaron a tener un color blanco traslúcido en la forma predefecante y blanco amarillento en la larva postdefecante. Los distintos tamaños observados pueden verse en Tabla 2.

La larva postdefecante, que está inmóvil y no reacciona frente a estímulos externos, toma una posición característica dentro de la celdilla, su extremo posterior hacia la base, enrollada y con la cabeza dentro de la curva interna del cuerpo (Fig. 12b). Es de color amarillento, robusta y algo alargada, presenta tubérculos dorsales poco protuberantes en los segmentos torácicos II y III; el III segmento torácico y del I-IV abdominal con tubérculos laterales poco prominentes, que van decreciendo en tamaño hacia el extremo posterior. No hay espículas ni pelos sobre el cuerpo. La

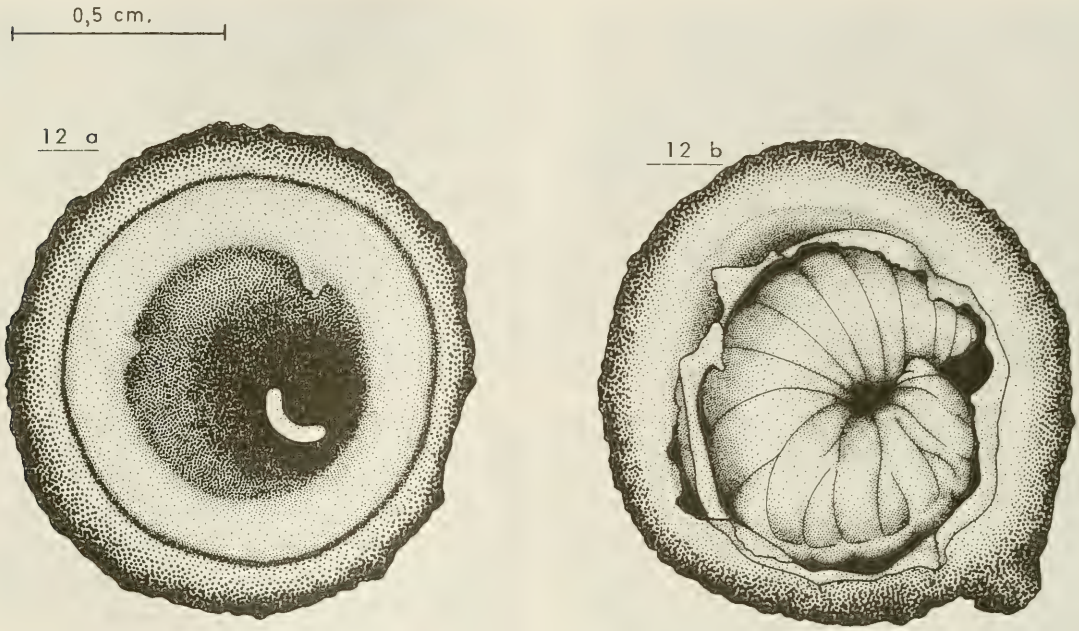


Figura 12: a) Vista superior de una celdilla que muestra la forma del huevo de *Centris mixta* y su posición sobre la masa de alimento. b) la misma vista y la posición característica de la larva post-defecante dentro de la celdilla.

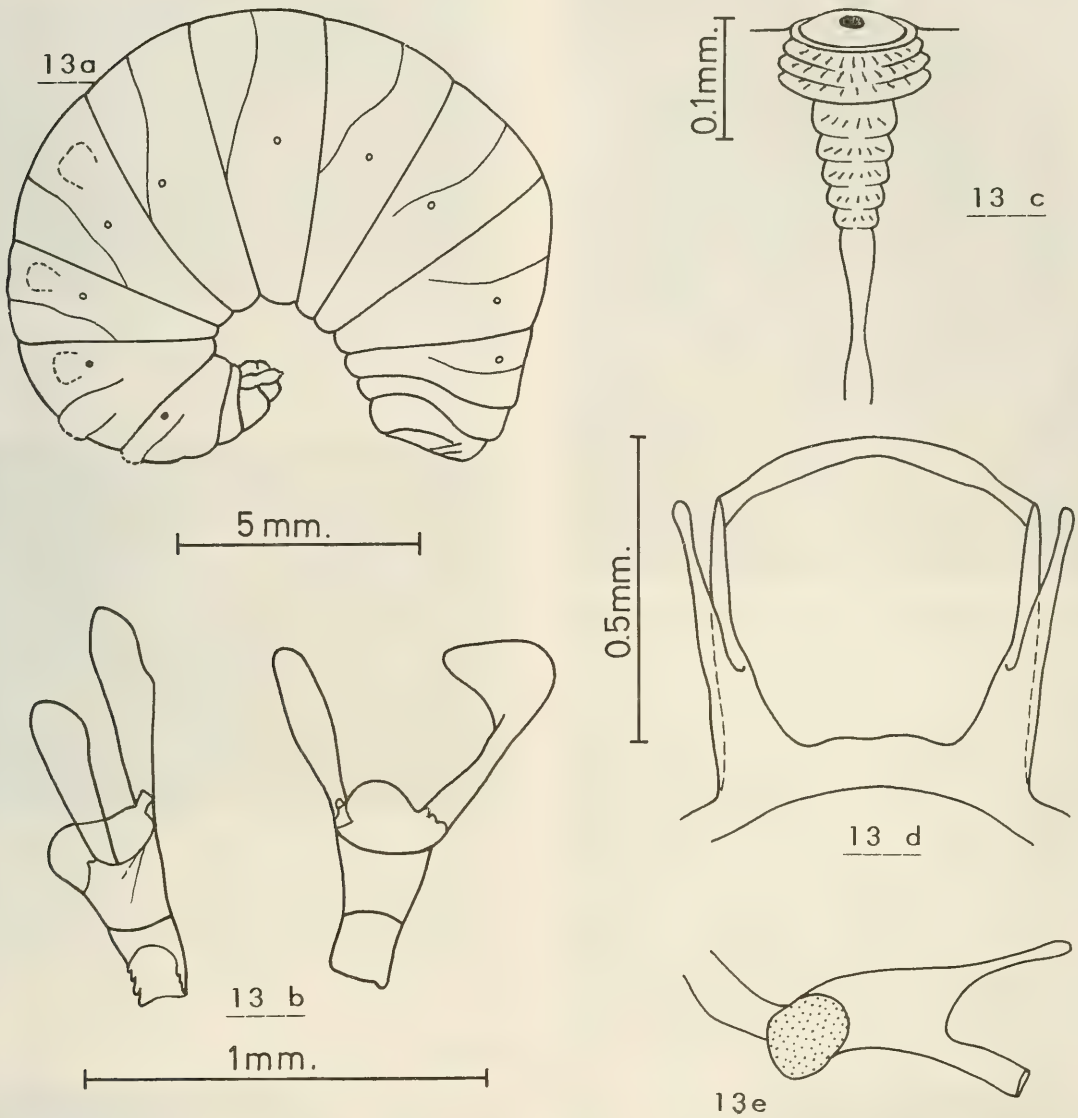
cabeza ampliamente unida al tórax se presenta como la zona más esclerotizada del cuerpo. No se observa separación entre tórax y abdomen. Los segmentos muestran en la región tergal divisiones en anillos cefálico y anal (Fig.13 a). La cabeza aproximadamente triangular, muy pequeña en relación al cuerpo, es claramente más angosta a la altura de las articulaciones mandibulares. Existe sutura epicranial hendida y bastante marcada. El largo de la cápsula cefálica, medida en la parte central, es 1,4 veces mayor que el ancho máximo (n=1) (Fig. 14). Se observan escasos pelos dispersos sobre ella, algo más abundantes y fuertes en el extremo del labio, alrededor de los palpos labiales, hacia el extremo de las maxilas y en los bordes distales de los lóbulos labrales. Presenta esclerotización pigmentada en el extremo de las mandíbulas, las articulaciones y la base de los apodemas mandibulares, sutura hipostomal, sutura pleurostomal, esclerito del estipe, extremo del salivarium y las impresiones tentoriales anteriores.

TABLA 2
TAMAÑO DE LOS INSTARS LARVALES DE *C. MIXTA*

Estado	Promedio (mm)	Rango (mm)	n
huevo	2,94	2,5- 3,2	7
1er instar	3,10		1
2° instar	4,20	4,1- 4,3	3
3er instar	6,16	6,0- 6,4	3
larva predefecante	14,70	13,0-16,0	3
larva postdefecante	17,60	15,0-21,0	6

El tentorio se presenta completo, lleva una rama dorsal (Fig. 13d, e); las impresiones tentoriales anteriores, alargadas longitudinalmente, están cerca de las articulaciones mandibulares anteriores, pero por sobre ellas. Las impresiones tentoriales posteriores en ubicación normal y esclerosadas.

Reforzamiento posterior de la cabeza bien marcado, lo mismo que la sutura hipostomal, la que en conjunto con la sutura pleurostomal y epistomal forman el reforzamiento inferior de la cápsula cefálica. La sutura epistomal es de forma cóncava distalmente, alcanza a llegar cerca de la articulación mandibular anterior



Figuras 13a-13e: Larva post-defecante a) vista lateral de la larva completa, b) mandíbula, vista interna a la izquierda y vista externa a la derecha, c) espiráculo en vista lateral d) tentorio en vista dorsal e) mitad del tentorio en vista lateral para mostrar el brazo dorsal.

(Fig. 14). Las bandas parietales lineales alcanzan a la altura del borde superior del alvéolo. Antenas ubicadas en el 1/4 inferior de la cara, forman una pequeña protuberancia, de altura menor al diámetro y un alveólo levemente hendido que forma un surco alrededor. Cada una presenta tres papilas en el extremo.

Area frontal con dos amplias depresiones laterales y dos surcos mesales que marcan tres gruesas protuberancias longitudinales que no se proyectan más allá de la superficie clipeal.

El clípeo bilobulado, tiene forma cóncava y lados convergentes hacia el borde distal, es 2,9 veces más ancho que alto y no presenta tubérculos distales. La sutura labro-clipeal es subparalela y tiene forma semejante a la clipeal.

Las mandíbulas macizas, truncadas, muy esolerosadas, tienen la cara externa convexa,

Figura 14: Cabeza en vista frontal de la larva post-defecante de *Centris mixta*.

lisa; la interna, cóncava, presenta una carina casi recta con minúsculos dientes que le dan un aspecto aserrado. El borde dorsal lleva 4 dientes pequeños y redondeados de tamaño semejante entre ellos. Borde ventral con un diente corto y redondeado (Fig. 13b).

Corion mandibular amplio y grueso; diámetro de la base mandibular poco más de dos veces el borde distal, tiene forma trapezoidal y bordes muy esclerosados, especialmente donde se encuentran las articulaciones. El esclerito labro-maxilar (Michener, 1954) o esclerito del estipe (Rozen & Buchmann, 1990), es bastante esclerosado y bien notable en esta especie, termina a veces como una espina aguda y libre distalmente. Las maxilas carnosas tienen los ápices dirigidos mesalmente con palpos apicales alargados, cada uno con dos sensillas poco prominentes en el extremo. La galea es algo más corta que los palpos maxilares, ubicada muy vecina a ellos pero algo más dorsal e interna. Lleva dos sensillas prominentes, algo alargadas, la superior más larga y aguda que la inferior (Fig. 15). La hipofaringe de supericie convexa presenta espículas diminutas distalmente. El labio muy carnoso y prominente, presenta palpos algo más cortos que los maxilares; está dividido en prementón y postmentón por una línea transversal hendida que se observa fácilmente en vista frontal. La abertura del salivarium, al extremo del labio, es transversal, proyectada anteriormente, mide la mitad del ancho máximo del labio. Presenta bordes sobresalientes esclerosados, cubiertos de una gran cantidad de pequeñas espículas y sensillas. En el borde inferior y cerca del ángulo externo, hay dos conspicuas sensillas alargadas, que alcanzan la altura de los palpos labiales. En la abertura salival se observan láminas colocadas transversalmente, que parecen dirigir la dirección de la secreción salival.

Figura 15: larva post-defecante. Vista frontal de mandíbulas (arriba), maxilas (centro), donde se pueden ver los palpos y la galea; el labio (abajo) con la abertura salival y láminas tranversales, también se observan los palpos labiales bajo el salivarium.

Los espiráculos, dos torácicos y ocho abdominales, son normales en tamaño, redondos, sin escleritos espiculares, no presentan diferencias entre ellos; sobresalientes y más esclerosados que el resto del tegumento, tienen peritrema bien desarrollado, convexo, transparente; llevan un reborde alrededor (Fig. 16). Atrium esferoidal y subatrium alargado, ambos con anillos y con espinas, las del atrium más largas que las del subatrium (Fig. 13 c).

El X segmento abdominal es corto, redondeado apicalmente, lleva la abertura anal esclerosada, transversal y ubicada dorsalmente. No se pudo apreciar algún tipo de marca o depresión en los esternos en que habitualmente se pueden observar diferencias para determi-

Figura 16: Vista superior de un espiráculo de larva postdefecante con peritrema bien desarrollado y un reborde alrededor.

nar el sexo de las larvas (Nielsen & Bohart, 1967; Duchateau & van Leeuwen, 1990).

La larva madura de *C. mixta* conserva la forma y, aunque no se encuentre dentro de la celdilla, su extremo posterior no es tan flácido y tampoco está cubierta con líquido u otro tipo de cubierta como en *C. caesalpiniae* u otras larvas de abejas (Rozen & Buchmann, 1990).

La larva concuerda con el grupo II, propuesto por Michener (1956), en relación a la especialización que presentarían las larvas de abejas. De acuerdo a los caracteres enumerados por el autor, *C. mixta* presenta sólo cuatro de tipo especializado: pelos ausentes sobre el cuerpo, mandíbula sin forma de cuchara (las más truncadas de la tribu Centridini) y con cavidad interna claramente definida. Los demás corresponden a caracteres primitivos de las larvas de Hymenoptera: presencia de peritrema y los que corresponden a caracteres modificados en relación al tejido de un capullo (papilas antenales presentes, palpos maxilares y labiales largos, maxila y labio no fusionados, abertura salival amplia y transversal, con bordes sobresalientes y algo esclerosado, prementón y postmentón separados) y mandíbula con borde ancho.

La presencia de gálea (aunque ella no ha sido reconocida como tal por autores como Michener, 1954), los ápices de la maxila dirigidos algo mesalmente, se pueden considerar primitivos debido a que se encuentran, normalmente, en las tribus no parásitas de Anthophoridae. Lo mismo ocurre con el esclerito articular del estipes que separa la maxila del labio; este engrosamiento no ocurre en los Apoidea, excepto en el género *Centris* (Michener, 1954). En *C. mixta* es bastante esclerosado y termina, a veces, en una espina que se proyecta más allá de la mandíbula, como también se observa en *C. caesalpiniae* (Rozen & Buchmann, 1990). Otros caracteres que se pueden considerar especializados, corresponden al labro bilobulado y ausencia de tubérculos labrales.

Larvas del 1°, 2° y 3er instar con cuerpo claramente segmentado, robusto, sin divisiones entre cabeza, tórax y abdomen. Cabeza redondeada, tamaño proporcionalmente mayor,

Figura 17: a) Vista frontal de cabeza de larva de 2° Instar; b) Vista lateral de la misma, c) detalle de vista frontal que muestra las mandíbulas, hípofaringe con gran cantidad de espículas y la abertura salival.

en relación al cuerpo, que en la larva postdefecante; cara más ancha que larga.

Larvas del 1° y 2° instar (Fig. 17a, b.) sin pigmentación mandibular; labro no bilobulado. Mandíbulas más largas que anchas, curvadas mesalmente, muy agudas, paralelas al borde del labro, terminadas en un diente en forma de espina; bordes con espinas que le dan aspecto aserrado. Hipofaringe con gran cantidad de espículas prominentes (Fig. 17 c). Labio y maxilas no tan proyectadas como en la larva post-defecante.

Larva del 1er instar con maxilas y labio poco desarrollados.

Tercer instar, con labro bilobulado, mandíbulas pigmentadas distalmente; diente de las mandíbulas más corto, presentándose agudo pero no en espina y bordes menos aserrados.

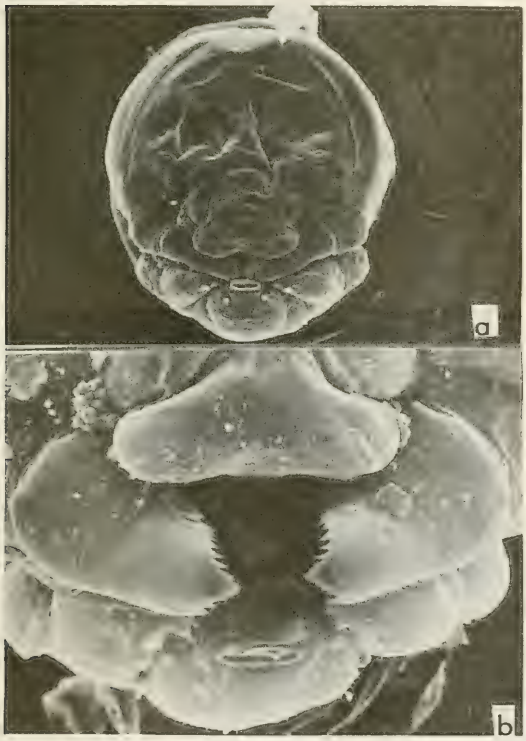


Figura 18: a) Vista frontal de cabeza de larva pre-defecante; b) vista frontal de labro, mandíbulas y labio de la misma larva.

Larva predefecante (Fig. 18 a, b) con estructuras de la armadura bucal semejante a la postdefecante pero a diferencia de ella, con cabeza redondeada, mandíbulas aserradas y agudas, maxilas y labio no tan prominentes y cuerpo turgente y de color blanco traslúcido. Abertura salival con láminas cribadas (Fig. 19 a, b)

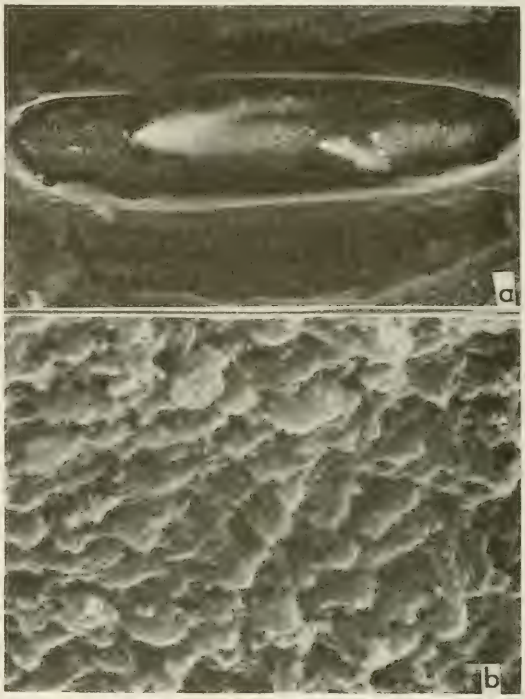


Figura 19: a) abertura salival de larva pre-defecante mostrando las láminas cribadas a través de las cuales fluye la saliva; b) detalle con mayor aumento de las láminas, donde se pueden observar los orificios de diferente diámetro.

Pupas.

La pupa es semejante al adulto en su forma general, particularmente en el largo de la armadura bucal. Cuerpo sin pelos, las hembras semejantes a los machos, pero de tamaño ligeramente diferente, tanto en vista lateral (hembras, $\bar{x}$ = 0,95cm; n = 3; r = 0,9-1,0 cm; machos $\bar{x}$ = 0,9 cm; n= 3; r = 0,9-0,95 cm), como en vista dorsal (hembras, $\bar{x}$ = 0,998 cm; n = 3; r = 0,96-1,0 cm; machos, $\bar{x}$ = 0,92; n = 3; r = 0,9-0,95cm).

Pupa macho: Cabeza más larga que ancha (1,1:1,0); zona clípeofrontal protuberante en vista lateral, con depresión central-inferior. Labro triangular, escapo con un pequeño tubérculo distal externo. Vertex con dos

tubérculos no prominentes que cubren los ocelos laterales (Fig. 20a). Frente, clípeo, genas y labro sin tubérculos. Mandíbulas protuberantes distalmente, en vista lateral, con el ápice pigmentado; las piezas bucales largas en su conjunto, sin protuberancias, excepto los palpos maxilares que muestran los dos últimos artejos en forma de una protuberancia distal, doblada en ángulo recto respecto del eje longitudinal, situación que se presenta en los adultos como una tendencia a tener estos dos palpitos permanentemente doblados en ángulo.

Tórax con tegumento estriado. Angulos laterales del pronoto, proyectados en espina, lóbulos laterales proyectados en tubérculo. Mesoscuto con dos pares de pequeños tubérculos dorsales en la zona media, los anteriores algo más separados que los posteriores. Escutelo protuberante en vista lateral, dividido en dos por una línea central, pero sin tubércu-

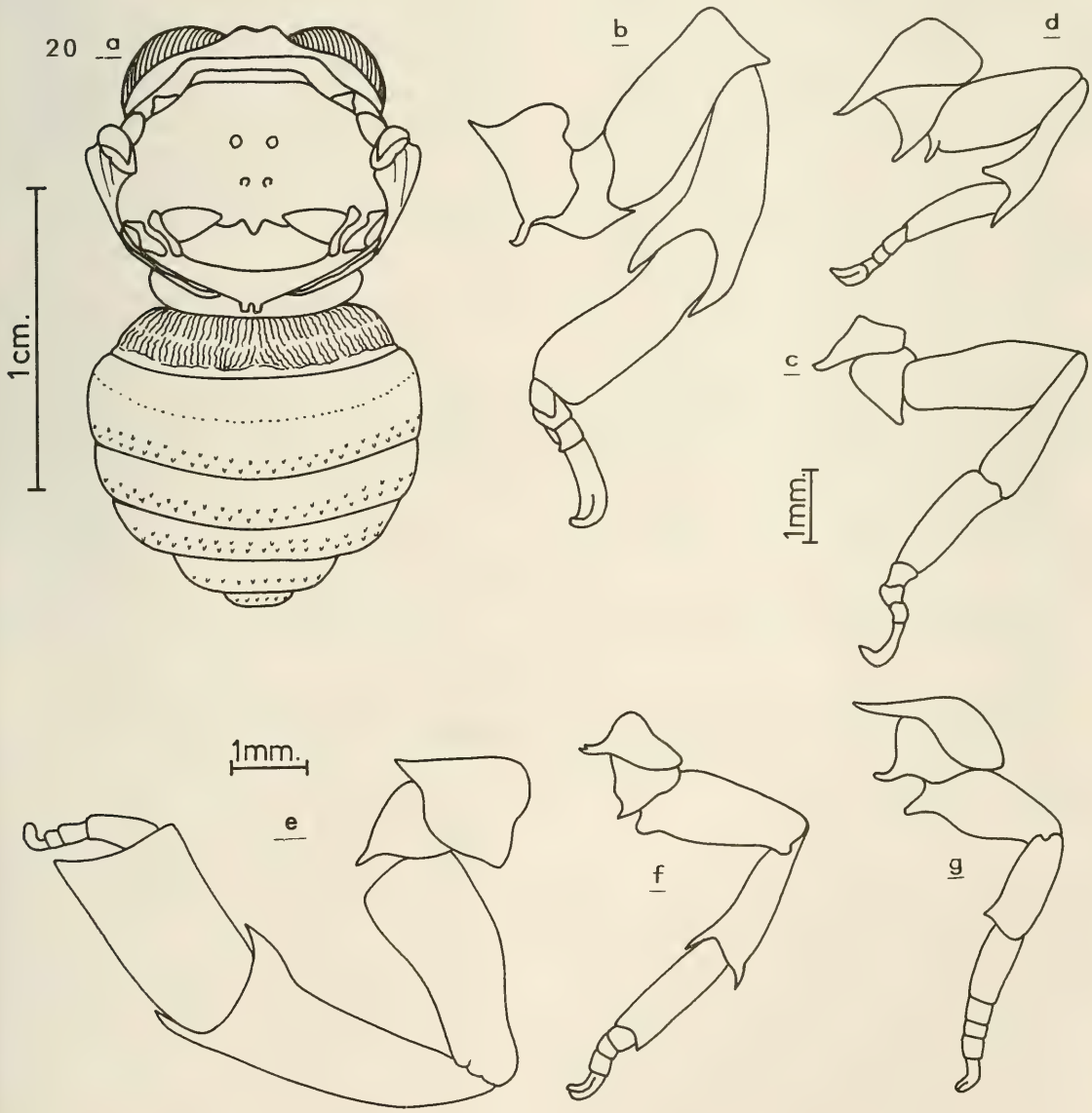


Figura 20: a) Vista dorsal de pupa macho mostrando los principales caracteres en *Centris mixta*; b-d) esquemas de patas posteriores, medias y anteriores, respectivamente, de un macho; e-g) esquemas de patas posteriores, medias y anteriores, respectivamente, de una hembra.

los; axilas triangulares, proyectadas a la misma altura del escutelo. Tégulas con un pequeño tubérculo rugoso. Alas lisas, sin rugosidades ni tubérculos. Metanoto con una protuberancia transversal de tegumento liso, que no alcanza la parte media. Zona central con un pequeño tubérculo dividido en la región media, que en vista dorsal semejan dos dientes truncados.

Patas anteriores (Fig. 20 d), con tegumento rugoso, excepto en los tarsos. Coxas con larga espina apical. Trocánter con espina más corta que la coxal. Fémur sin tubérculos, borde proximal formando corta espina. Tibia sin tubérculos, espina distal corta. Basitarso aplanado, con el borde externo plegado.

Patas medias (Fig. 20 c) semejantes a las anteriores, pero espinas más cortas y la tibia con los bordes externo e interno plegados, al igual que el basitarso.

Patas posteriores (Fig. 20 b), con las coxas provista de espina apical, más corta que la de la pata media. Trocánter con espina apical corta y gruesa. Fémur sin tubérculos ni espinas. Tibia con el borde externo sobreponiéndose al basitarso en forma de una espina larga.

Metasoma con tergo I, con cortas estrías longitudinales. Borde distal prominente. Tergos II-V, con banda distal de espículas diminutas; borde distal de los tergos III y IV estriado; tergos V y VI con espículas algo más prominentes, y cubriendo 2/3 distales de la superficie.

Esterno I con un pequeño tubérculo medio en el borde distal, esternos II-V con el mismo tubérculo un poco más desarrollado. Extremo abdominal sin espina terminal.

Pupa hembra: Es bastante semejante al macho, excepto porque el tercer par de patas (Fig. 20f) tiene el basitarso más ancho y porque el tamaño de los últimos tarsitos es menor, estando doblados sobre la sección tranversal del basitarso. El esterno V no presenta tubérculo medio en el borde distal.

La única descripción de pupas del género *Centris* es la realizada por Rozen & Buchamnn (1990) para *C. caesalpiniae*. En relación a ella, *C. mixta* tiene bastantes semejanzas aunque se pueden apreciar algunas diferencias menores como la forma general menos alargada y más robusta. La separación de los segmentos metasómicos son menos marcados y llevan espículas de menor tamaño en los bordes. La forma de las axilas es triangular y hay un pequeño tubérculo en el metanoto, en forma de dientes truncados que no se presentan en la otra especie.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos al Dr. J. Rozen del American Museum de Nueva York, por las sugerencias hechas en algunas conversaciones, las cuales fueron tomadas muy en cuenta en la realización de nuestro trabajo. Agradecemos a la Sra Carmen Tobar quien confeccionó los dibujos y al Sr José Morillas quien tomó las fotografías en el microscopio de barrido.

LITERATURA CITADA

ALCOCK, J. 1976. The social organization of male populations of *Centris pallida* (Hymenoptera:Anthophoridae). Psyche, *76*: 121-131.

ALCOCK, J. 1979. The relation between female body size and provisioning behavior in the bee *Centris Pallida* Fox (Hymenpptera: Anthophoridae). J. Kansas Entomol. Soc., *52*(3):623-632.

ALCOCK, J. 1989. Size variation in the Anthophoridae bee *Centris pallida*: new evidence on its long-term maintenance. J. Kansas Entomol. Soc., *62*(4):464-474.

ALCOCK, J., C.E. JONES & S.L. BUCHMANN. 1976. The nesting behavior of three species of bees (Hymenoptera: Anthophoridae). J. Kansas Entomol. Soc., *49*(4):469-474.

CALLAN, E. Mc.C. 1977. Observations of *Centris rufosuffusa* Cockerell (Hymenoptera: Anthophoridae) and its parasites. J. Nat. Hist., *11*:127-135.

CHEMSACK, J.A. 1985. Observations on adult behavior of *Centris flavofasciata* Friese (Hymenoptera: Anthophoridae). Pan-Pacific Entomol., *6*(3):265.

COVILLE, R.E., G.W. FRANKIE., & S.B. VINSON 1983. Nests of *Centris segregata* (Hymenoptera: Anthophoridae) with a review of the nesting habits of the genus. J. Kansas Entomol. Soc., *56*(2):109-122.

COVILLE, R.E., G.W. FRANKIE., S.L. BUCHMANN., S.B. VINSON & H.J. WILLIAMS 1986. Nesting and male behavior of *Centris heithausi* (Hymenoptera: Anthophoridae) in Costa Rica with chemical analysis of the hindleg of males. J. Kansas Entomol. Soc., *59*(2):325-336.

DUCHATEAU, M.J. & Y. VAN LEEUWEN 1990. Early sex determination in larvae of *Bombus terrestris*. Insectes Sociaux, *37*(3): 232235.

FRANKIE, G.W., S.B. VINSON & R.E. COVILLE 1980. Territorial behavior of *Centris adani* and its reproductive function in the Costa Rica dry forest (Hymenoptera: Anthophoridae). J. Kansas Entomol. Soc., *53*(4): 837-857.

JANVIER, H. 1926. Recherches biologiques sur les Hyménoptères du Chili. Ann. Scí. Nat. Zool., (10)*9*: 113-349.

JANVIER, H. 1955. Le nid et la nidification chez quelques abeilles des Andes tropicales. Ann. Sci. Nat. Zool., (11)*17*: 311-349.

JORGENSEN, P. 1912. Beitrag yar Biologie einiger sudamerikanischer Bienen. Zielschr. Wissenshaftliche Insektenbiol., *8*: 268272.

MCGINLEY, R.J. 1989. A catalog and review of immature Apoidea (Hymenoptera). Smith. Contr. Zool., (*494*):1-24.

MICHENER, C.D. 1954. Observations on the pupae of bees. Pan-Pacific Entomol., *30*:63-70.

MICHENER, C.D. & R.B. LANGE 1958. Observations on the ethology of neotropical Anthophorinae bees (Hymenoptera: Apoidea). Univ. Kansas Sci. Bull., *39*:69-96.

NIELSEN, R.A. & G.E. BOHART 1967. Sex characters of larval bees (Hymenoptera: Apoidea). Ann. Entomol. Soc. Amer., *60*(20):414419.

ROZEN, J.G.Jr., 1965. The larvae of the Anthophoridae (Hymenoptera, Apoidea). Part 1. Introduction, Eucerini and Centridini (Anthphorinae). Am. Mus. Novit., (2223):1-27.

ROZEN, J.G.Jr. 1984. Nesting biology of Diphaglossinae bees (Hymenoptera: Colletidae). Am. Mus. Novit., (2786): 1-33pp.

ROZEN, J.G.Jr., & S.L. BUCHMANN 1990. Nesting biology and immature stages of the bees *Centris caesalpiniae* and *C. padilla* and the cleptoparasite *Ericrocis lata* (Hymenoptera: Apoidea: Anthophoridae). Am. Mus. Novit., (2985):1-30.

ROUBIK, D.W & C.D. MICHENER 1980. The seasonal cycles and nests of *Epicharis zonata*, a bee whose cells are bellow the wetseason water table (Hymenoptera: Anthophoridae). Biotropica, *12*:56-60.

TORCHIO, P.F. & B. BURWELL 1987. Notes on the biology of *Cadeguala occidentalis* (Hymenoptera: Colletidae) and a review of colletid pupae. Ann. Entomol. Soc. Am., *80*(6):781-789.

TORO, H. 1986. Lista preliminar de los ápidos chilenos (Hymenoptera: Apoidea). Acta Ent. Chilena, *13*:121-132.

TORO, H. & E. CHIAPPA. 1989. Nueva especie y subespecie de *Centris* (Hymenoptera: Apoidea) asociadas a *Prosopis tamarugo*. Acta Ent. Chilena, *15*:243-248.

TORO, H., E. CHIAPPA., L. RUZ & V. CABEZAS 1991. Comportamiento reproductivo de *Centris mixta tamarugalis* (Hymenoptera: Apoidea) asociada a *Prosopis tamarugo*. I Parte. Acta Ent. Chilena, *16*:97-112.

VINSON, S.B. & G.W. FRANKIE 1977. Nests of *Centris aethyctera* (Hymenoptera: Apoidea: Anthophoridae) in the dry forest of Costa Rica. J.Kansas Entomol. Soc., *50*(2):301-311.

VINSON, S.B. G.W. FRANKIE & R.E. COVILLE 1987. Nesting habits of *Centris flavofasciata* Friese (Hymenoptera: Apoidea: Anthophoridae) in Costa Rica. J. Kansas Entomol. Soc., *60*(2):249-263.

WILLIAMS, H.J., S.B. VINSON., G.W. FRANKIE., R.E. COVILLE & G.W. IVIE 1984. Morphology, chemical contents and possible function of the tibial gland of males of the Costa Rican solitary bees *Centris nitida* and *Centris trigonoides subtarsata* (Hymenoptera: Anthophoridae). J. Kansas Entomol. Soc., *57*(1): 50-54.

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 117-120

UNA NUEVA ESPECIE DE *OOGENIUS* SOLIER, DE CHILE (COLEOPTERA: SCARABAEIDAE)

ANTONIO MARTINEZ[1] Y LUIS E. PEÑA G.[2]

RESUMEN

Los autores describen una nueva especie de *Oogenius* de Chile: *O. gutierrezi* n.sp.. Es una especie próxima a *O. arrowi* Gutiérrez, pero difiere de ésta por la escultura del pronoto y élitros, entre otros caracteres.

ABSTRACT

The authors describe a new species of *Oogenius* from Chile: *O. gutierrezi* n.sp.. This new species is near to *O. arrowi* Gutierrez, but differs from it in the shape of the pronotum and elytra, as well as others characters.

INTRODUCCION

Solier (1851) describe el género *Oogenius* en base a la especie *O. virens*. Posteriormente Ohaus (1905) crea una nueva especie, *O. chilensis,* y Gutiérrez (1949) otras dos: *O. kuscheli* y *O. arrowi* y una subespecie que denominó *O. chilensis barrosi*. Todas estas especies han sido encontradas en Chile. Posteriormente, Martínez (1953) describe una especie proveniente de Mendoza, Argentina, como *O. lariosae,* y luego Martínez y Peña (1990) describen *O. castilloi* también hallado en Chile. En esta nueva contribución se agrega a este género otra especie que hemos denominado como *Oogenius gutierrezi* n. sp.

[1]Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas en el Instituto Entomológico, Rosario de Lerma, Salta, Argentina

[2]Instituto de estudios y Publicaciones "Juan I. Molina" Casilla 2974, Santiago, Chile.

(Recibido: 9 de marzo de 1994. Aceptado: 14 de julio de 1994)

La biología de este grupo de especies es muy poco conocida, Peña ha colectado *Oogenius chilensis* Solier, en sus dos subespecies, volando en la madrugada, antes de la salida del sol, en forma muy rápida y a baja altura, entre matorrales y bosquetes. La especie que se describe difiere de esta costumbre y se la encuentra volando de mañana y a primeras horas de la tarde. Se ha observado que las hembras se entierran entre unos 10 a 20 cm. en terrenos arenosos, donde se han visto a la vez machos en procura de las hembras para allí, bajo la arena copular.

OOGENIUS GUTIERREZI sp. nov.

Diagnosis: Color negro: de 14 a 15 cm de largo por un ancho elitral entre 9,8 y 10,2 mm. Cabeza y pronoto sedosos, posiblemente esta seda sea caduca. Superficie del pronoto con dos diferentes puntuaciones. Elitros estriados. Escudete finamente marginado. Pigidio enteramente punteado.

Holotipo Macho: 15 mm. de largo y 10 mm de ancho.

Coloración: negra con leve tinte, casi inaparente, de oliváceo en el dorso, o verdoso azulado en el pigidio y región ventral de fémures y abdomen; espolones y último artejo de los tarsos más o menos rojo píceo. La pilosidad que cubre las diferentes regiones del cuerpo concolor a la pieza donde se inserta.

Cabeza: tan ancha como larga; borde clipeal semicircular, ligeramente realzado, separado del clípeo y frente como impresión transversal marcada, que no alcanza el borde ocular; canto ocular menor que la mitad del ojo, ápice como frente y vértice levemente convexos; superficie del clípeo, sobre el borde libre, finamente rugosa, intercalándose lateralmente y por detrás, puntuación que tiene sedas erectas; esta misma escultura con las sedas, es hallada en la impresión transversal que limita el clípeo con la frente, continuándose los puntos pilíferos en la frente por delante y sobre el borde ocular; el resto de la frente y vértice con micropuntos dispersos y glabros, poco más aproximados en el vértice canto ocular con algunos puntos pilíferos látero-distalmente. Región ventral con la parte anterior del clípeo muy corta y la superficie con puntos pilíferos espaciados; labro dorsalmente apenas visible, borde anterior amplio, algo escotado y piloso; maxila con galea-lacinia denticulada, palpo con el 4° artejo subigual a las suma de los precedentes y distalmente con poro sensitivo muy pequeño; mandíbula lateral y uniformemente arqueada antena (Fig. 1) con escapo corto y engrosado distalmente, 2° artejo submoniliforme, 3° al 5° pequeños, ligeramente más cortos hacia el último, 6° muy corto y subcupuliforme con borde distal oblicuamente truncado, 7° discoidal, 8° al 10° con la masa denticular alargada, pero con su ancho menor que el largo de los 7 artejos precedentes, región sensitiva del 8°, grande, mas no alcanzando los ápices ni distal de la faz del artejo; gula con pilosidad en el tercio anterior.

Pronoto: excepto en la región medial anterior y preescutelar donde es muy borroso, muy finamente marginado; borde anterior en arco amplio y regular; borde posterior medianamente saliente en lóbulo; ángulos anterior y posterior marcados, mucho más el primero;

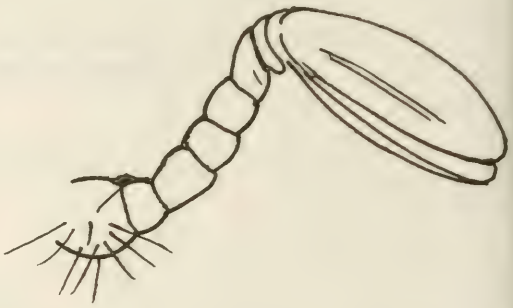


Figura 1: *Oogenius gutierrezi* sp. nov. , antena

superficie ligeramente irregular y microscópica e irregularmente punteada; los puntos de dos tipos: unos finos y glabros y otros más marcados y con una cerda fina, que puede ser caduca. Proepisterno y proepímero con pilosidad rala y ausente en el borde lateral.

Escutelo: finamente marginado y con algunos micropuntos irregulares en los 2/3 anteriores o en la base y ésta cubierta por sedas provenientes del borde distal del pronoto.

Elitros: en conjunto más anchos que el protorax, claramente estriados, estrías marcadas e irregularmente punteadas; interestría sutural con algunos puntos marcados irregularmente dispuestos en hilera longitudinal, las restantes interestrías aparentemente impunteadas o a veces con algún micropunto; tubérculo humeral y callo distal muy poco aparentes; epipleura sobre el borde dorsal con sedas notables; ápice distal redondeado o inerme.

Mesosternón: con coxas subcontiguas y cubierto por pilosidad fina y larga, lo mismo que el mesepisterno.

Metasternón: se insinúa entre las mesocoxas como región trianguliforme de ápice pequeño y romo; por detrás con surco medial longitudinal marcado que puede ser un tanto ampliado en la mitad distal y finalizar en una pequeña depresión posterior; superficie microscópicamente punteada, los puntos pilosos; región lateral cubierta de pilosidad larga y tupida.

Patas: anteriores con fémur punteado y piloso, tibia poco más corta que el fémur, borde lateral tridentado, los dos dientes distales bien grandes, el proximal situado en el tercio posterior y pequeño, distal y medio bien separados entre sí y el borde liso por detrás del tercer diente; espolón espiniforme más largo que el primer artejo tarsal, artejos 1° al 4° cortos, siendo el 1° apenas más largo que ancho, 2° tan largo como ancho, 3° y 4° más anchos que largos y levemente decrecientes en el largo, pero crecientes en el ancho; 5° más ancho y largo que todos, algo arqueado e inerme en la faz ventral; uñas grandes, simples, desiguales, la mayor basalmente acodada; oniquio pequeño y similar en todas las patas (Fig. 2). Pata media con coxas subcontiguas; trocanter y femur cubierto con pilosidad fina y abundante; tibia con insinuación de quillitas laterales, y en esa faz lateral, con alguna seda espinosa proximalmente sobre la quilla anterior, pero sobre el borde lateral o superior, según sea visto, con seditas espinosas, internamente con 2 ó 7 cerditas espinosas fuertes, ápice distal ventro-lateralmente con seditas espinosas, espolón mayor más largo que los 2 primeros artejos tarsales, algo arqueado y agudo, espolón menor más corto que dichos artejos, de conformación similar o poco achatado pero también más agudo; tarso filiforme, más largo que la tibia, el 1° al 4° artejos casi iguales en largo y ancho, 5° subigual a la suma del 2° al 4° y ventralmente inerme; uñas desiguales, simples, poco arqueadas y agudas. Pata metatorácica con trocanter bien piloso sobre el borde caudal; fémur engrosado, la faz ventral con puntuación espaciada pero abundantemente pilosa, aunque mucho menos que los anteriores y medios; tibia, tarso y uñas muy similarmente conformados a los del par precedente.

Abdomen: con el 1er tergito visible solo medialmente como proyección triangulariforme entre las coxas; los esternos 2° al 4° lateralmente más anchos y con hilera transversal de puntos pilíferos que se pierde mesalmente; 5° es el más largo de todos, con hilera postmedial de puntos irregulares y pilíferos perdidos mesalmente y con membrana sobre el borde caudal; 6° esterno con rugosidad microscópica, algunas sedas lateralmente, el borde caudal casi recto, sin insinuarse medialmente una escotadura clara. Pigidio más ancho que largo; borde libre finamente marginado, superficie un tanto convexa, microscópicamente rugoso punteada y con pilosidad lateral que es más neta lateral y distalmente.

Genital: esclerosado, visto dorsalmente con membrana corta en el ápice del tambor, borde lateral algo ensanchado hacia la mitad, visto en forma lateral un tanto sinuoso y con el ápice aguzado. (Fig. 3)

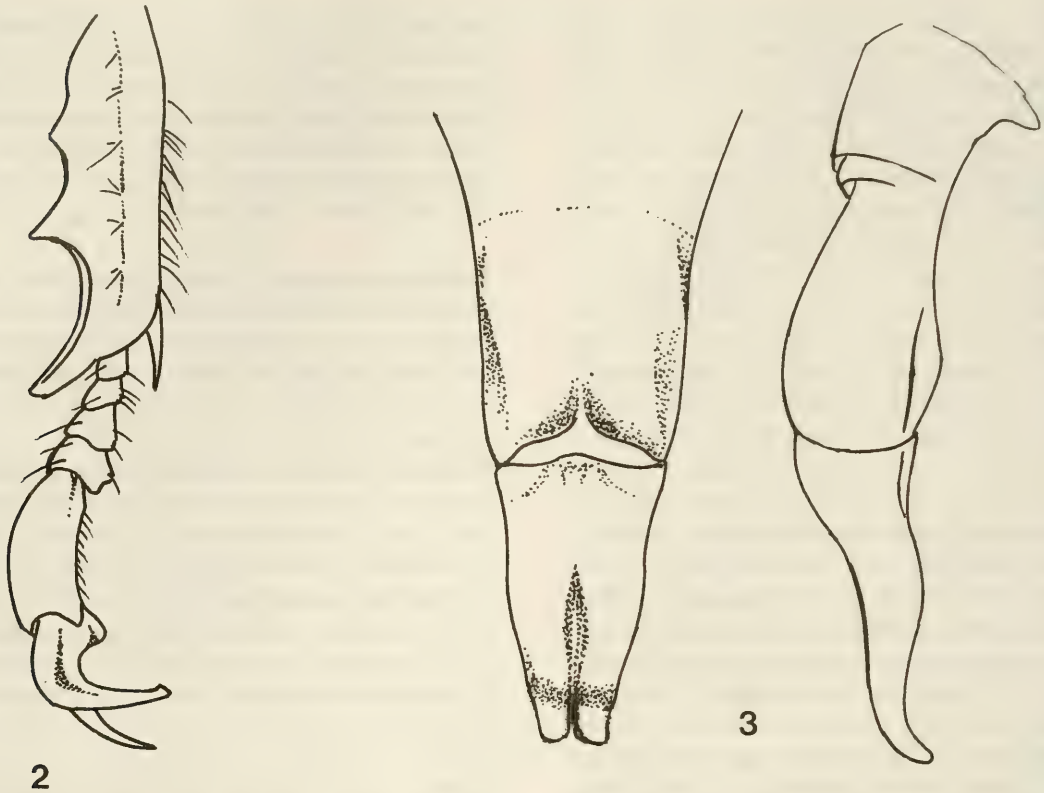
Comentario: Esta especie puede situarse cerca de *O. kuscheli* Gut. y próxima a *O. arrowi* Gut. La separamos de la primera por la escultura del pronoto que no es rugosa y de la segunda por la puntuación del pronoto que en *O. arrowi* Gut. es profundamente punteada y en *O. Gutierrezi* nov. sp. por haber dos tipos de puntuación, como se expresa en la descripción.

Alotipo ♀: Muy semejante al macho en forma y color, pero de mayor tamaño: 18,5 mm. de largo por 13 mm de ancho. El pronoto es apreciablemente más voluminoso que en el macho.

Paratipos: 16 machos de Cerro El Roble (Caleu) Chacabuco, Chile. Octubre 1992 y 2 hembras y 8 machos del mismo lugar del mes de Octubre de 1993, todos colectados por Luis E. Peña G. y Alfredo Ugarte P.

Ubicación de los tipos: Holotipo y dos paratipos en el Museo Nacional de Historia Natural (Santiago-Chile), 3 paratipos machos y una hembra en la colección de Antonio Martínez en Rosario de Lerma, (Salta-Argentina), Alotipo, 21 machos y una hembra en la colección de Luis E. Peña G. (Santiago-Chile), 2 paratipos en el Peabody Museum of Natural History at Yale University, (USA) y 2 en el Field Museum of Natural History, (Chicago-USA).

Localidad Tipo: Laderas sur orientales del cerro de El Roble, Caleu, Chacabuco, 1.200 a 1.600 m. de altitud.



Figuras 2 - 3: *Oogenius gutierrezi* sp.nov. 2, Pata protorácica; 3, Genital del macho, vista dorsal (izquierda) y lateral (derecha)

Nominación: El nombre dado a esta especie recuerda a nuestro gran amigo Ramón Gutiérrez Alonso, fallecido hace algunas décadas y que se dedicara intensivamente al estudio de los Scarabaeidae de Chile.

LITERATURA CITADA

GUTIÉRREZ, R. 1949. Notas sobre Scarabaeidae neotrópicos (Coleoptera Lamellicornea). An. Soc. Cient. Argentina, *148*:935.

MARTÍNEZ, A. 1953. Nuevas Especies de *Oogenius* Solier Coleoptera, Scarabaeidae, Rutelinae. Rev. Chilena Ent., *3*:75-86.

MARTÍNEZ, A. y L. PEÑA 1990. *Oogenius castilloi* sp. nov. (Coloeoptera: Scarabaidae). Rev. Chilena Ent. *18*:9-11.

OHAUS, F. 1905. Beiträge zur Kenntniss der amerikanischen Ruteliden. Sttet. Ent. Zeitung, *66*:283-329.

SOLIER, A.J.J. 1951. Orden III. Coleopteros. *In*: C. Gay (ed.), Historia Física y Política de Chile, Zoología, *5*: 97-98. Imprenta de Maulde et Renou, Paris.

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 121-123

UN NUEVO *MASTOGENIUS* PARA CHILE (COLEOPTERA: BUPRESTIDAE)

TOMÁS MOORE [1]

RESUMEN

Se describe un nuevo *Mastogenius* de Chile *M. barrigai* n. sp., y se entrega una clave de identificación para las especies chilenas.

ABSTRACT

A new *Mestogenius* for Chile, *M. barrigai* n. sp., is described and a key for the chilean species is presented.

MASTOGENIUS BARRIGAI n. sp.

Diagnosis (Holotipo macho): Cabeza ancha, impresa al medio; escultura gruesa puntiforme con corta pilosidad blanca rala; ojos alargados, no salientes, más próximos hacia el vértex, con el borde interno curvo; antenas muy pilosas y largas que llegan con su ápice al cuarto basal de los élitros; pedicelo subcilíndrico, tercer antenito 2 veces más largo que el anterior; cuarto a décimoprimero lobulados subiguales, 4 veces más largos que anchos, con pilosidad blanca abundante; último antenito 5 veces más largo que ancho.

Pronoto más estrecho que los élitros, negro-dorado brillante; puntuación pequeña, espaciada hacia los lados, con dos hoyuelos redondos en la mitad anterior, algo aproximados entre si; lados estrechados en curva hacia ambos extremos, especialmente hacia la base, dejando expuesto el ribete de la carena prosternal; margen anterior recto con fino ribete; margen basal con ancha banda lisa y brillante, algo más ancha en la zona media.

Elitros de lados subparalelos, más anchos en la zona media que en la base; apice redondeado, oblícuamente terminado; escultura puntiforme aislada, más abigarrada e irregular en la mitad posterior.

Faz inferior negro brillante con escultura más densa en el tórax; último esternito abdominal truncado rectamente.

Edeago esclerosado, muy robusto y corto, con parámeros de lados subparalelos terminados apicalmente en una pequeña prolongación externa y otra interna; pene largo cuneiforme de lados levemente curvos, con extremo redondeado y romo.(Fig.2).

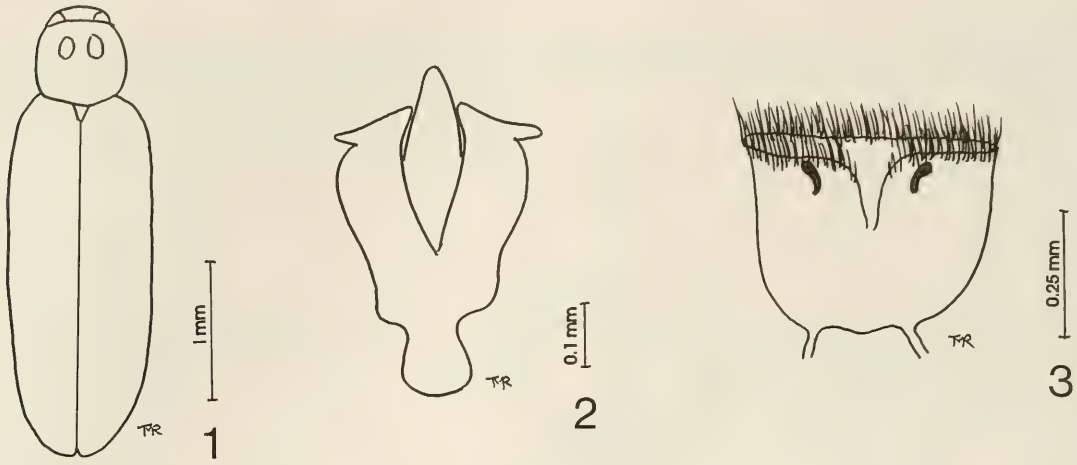
Hembra: Similar al macho pero con antenas poco pilosas y con los artículos lobulados casi iguales en ancho y largo, alcanzando con su ápice sólo el cuarto basal del pronoto. Ovipositor membranoso, margen superior con abundantes sedas marrón; estilos internos muy esclerosados y robustos (Fig.3).

Distribución geográfica: Región de Coquimbo (IV Región) Provincia de Elqui en la zona litoral (Choros Bajos, La Higuera y Tongoy) (Fig- 4).

Hospedero: desconocido; los ejemplares colectados por don Juan E. Barriga, fueron en-

[1]Sociedad Chilena de Entomología, Casilla 21132, Santiago - Chile.

(Recibido: 14 de marzo de 1994. Aceptado: 7 de septiembre de 1994)



Figuras 1 - 3: *Mastogenius barrigai* n.sp.1, Silueta del Holotipo; 2, silueta del edeago; 3, silueta del ovipositor.

contrados sobre *Adesmia microphylla* H. et A. y *Senna cummingii* (H. et A.) Irwin et Barn.

Material estudiado: Holotipo (macho) y Alotipo (hembra) de La Higuera, 20/I/1991, coll. J.E. Barriga (Holotipo en el Museo Nacional de Historia Natural, Santiago - Chile y Alotipo en la colección del autor). Paratipos (11 machos y 14 hembras): 4 de La Higuera 20/I/1991, coll. J.E. Barriga (colección del autor); 8 con los mismos datos (colección J.E. Barriga); 3 de igual localidad, Noviembre 1991, leg. J.L. Henríquez (colección del autor); 2 de la misma localidad, Marzo 1993, coll. J.E. Barriga (colección del autor); 4 de Choros Bajos, 17/II/ 1993, coll. J.E. Barriga (2 en la colección del autor y 2 en la de J.E. Barriga); 4 de Tongoy, Noviembre 1987, coll. J.E. Barriga (2 en colección del autor y 2 en colección J.E. Barriga).

Etimología: dedicada al Ing. Agr. Juan Enrique Barriga, gran estudioso de la entomofauna chilena.

Comentarios: especie de coloración general negro-dorada, que se diferencia notablemente de *M. parallelus* Solier y de *M. sulcicollis* Phil. & Phil., por la forma del pronoto, estrechado fuertemente en curva tanto anterior como posteriormente, siendo en su base mas estrecho que el ancho basal de los élitros. Muy

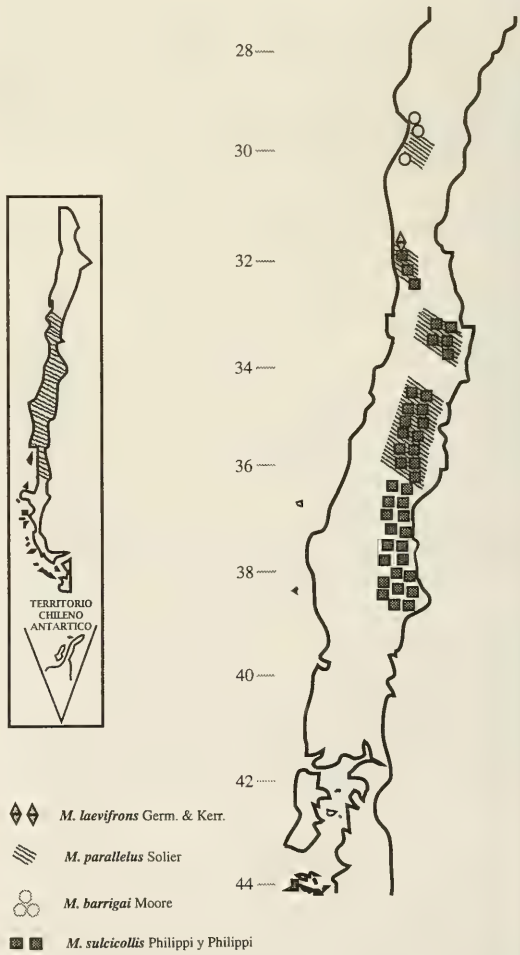


Figura 4: Distribución geográfica de las especies de *Mastogenius* en Chile.

parecido a *M. laevifrons* Germ. & Kerr., del cual difiere por tener dos hoyuelos poco profundos sobre el disco del pronoto y por la longitud de las antenas, especialmente de los machos, las cuales alcanzan el cuarto basal de los élitros. La pilosidad de *M, laevifrons* y *M. barrigai* es invisible a bajo aumento (l0X), considerándose para fines prácticos como especies glabras en la clave de identificación. Antecedentes de las especies de *Mastogenius* previamente conocidas para Chile, se pueden encontrar en los aportes de Cobos (1959, 1981) y Moore (1985).

CLAVE PARA LAS ESPECIES CHILENAS DEL GENERO *MASTOGENIUS* SOLIER

1 Base pronotal más estrecha que la base de los élitros. Cuerpo 4 veces más largo que ancho. Especies glabras. 2

1' Base pronotal tan ancha en su base como los élitros. Cuerpo cuando más 3 veces más largo que ancho. Especies notoriamente peludas dorsalmente. 3

2(1) Pronoto más largo que ancho, liso y sin hoyuelos discales. Antenas del macho llegan con su ápice a la base pronotal . . . . . *laevifrons* Germ. & Kerr.

2' Pronoto nunca más largo que ancho y con dos hoyuelos discales; antenas del macho muy largas alcanzando con su ápice al cuarto basal de los élitros. . . . . *barrigai* n.sp.

3(1') Frente sinuada por foseta profunda. Antenas del macho sobrepasan la base pronotal con 2 artejos apicales; pronoto estrechado en suave curva hacia adelante, con su máxima anchura sobre el tercio posterior; quillas notopleurales invisibles por encima; surco pronotal longitudinal mediano más o menos entero; escultura del pronoto formando arrugas escamosas en la zona discal. . . . . *sulcicollis* Phil.& Phil.

3' Frente aplanada con una pequeña foseta poco profunda; antenas del macho sobrepasan la base del pronoto a lo más con un artejo terminal; pronoto estrechado hacia atrás, con su máxima anchura sobre el tercio anterior; quillas notopleurales visibles por encima en el cuarto basal de los costados; disco pronotal sin surco mediano y escultura regular formada por puntos más o menos aislados. . . . . *parallelus* Solier

LITERATURA CITADA

Cobos S., A. 1959. Octava nota sobre bupréstidos neotropicales. Bull. Inst. r. sc. Nat. Belg., *35*(2): 14.

Cobos S., A. 1981. Estudios sobre la subfamilia Mastogeninae. Bol. Entomol. Venez., *1*(6): 71-86.

Moore R., T. 1985. Aporte al conocimiento de los bupréstidos de Chile (Coleoptera). Rev. Chilena Ent., *12*: 113-139.

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 125-134

AJUSTE GENITAL EN LA COPULA DE THYNNINAE (HYMENOPTERA: TIPHIIDAE) PARTE II: *ELAPHROPTERA NIGRIPENNIS* (SMITH)[1]

HAROLDO TORO[2] Y SERGIO ELORTEGUI[2]

RESUMEN

La cópula forética de los tínidos tiene consecuencias importantes para la biología tanto de machos como de hembras. El sistema mecánico que permite el ajuste genital en *Elaphroptera nigripennis* se basa en la elasticidad del digitus que rodea el margen distal del esterno VI y en la forma helicoidal del pene, éste es fijado por una lámina membranosa que cubre la entrada del conducto de la espermoteca. Se describe el mecanismo que proyecta la cápsula genital y protuye el pene. Se hace una comparación con el ajuste genital de *Elaphroptera scoliaeformis*.

ABSTRACT

The phoretic copulation of thynnine wasps has several important consequenses in the biology of both female and male specimens. The mechanichal systems that makes the genital locking posible relies on the elasticity of the digitus embracing the distal margin of sternun VI and the shape of the penis, which is twisted and fixed by a membranous lamina covering the spermathecal ductus. The mechanism that projects the genital capsule and protrudes the penis is described. A comparisson with the genital locking of *E. scoliaeformis* is made.

INTRODUCCION

Aunque la sistemática de los Thynninae chilenos han logrado un avance realmente importante con los recientes trabajos de Kimsey (1992) y Genise y Kimsey (1993), muchos aspectos de su biología son desconocidos en su mayor parte o conocidos sólo superficialmente.

Dentro de estos últimos, si bien la cópula forética ha llamado la atención desde antiguo (Spinola, 1851), hay escasos trabajos referidos al mecanismo de ajuste de las especies de esta región (Evans, 1969; Toro *et al.*, 1979; Toro y Carvajal, 1989). El hecho es debido probablemente a la dificultad que existe de realizar disecciones de estructuras pequeñas, particularmente de la musculatura que interviene y que hace posible la comprensión del mecanismo en cuanto a las presiones que ejercen las distintas partes.

Desde el punto de vista biológico, la cópula forética tiene un significado interesante tanto como estrategia reproductiva que evita competencia y asegura la descendencia por mantención de una posición por largo tiempo (Parker, 1970), así como también por la posibilidad de alimentación de las hembras con substancias dulces, las que no podrían alcanzar por sus propios medios (Given, 1954; Ridsdill Smith, 1970). No cabe duda también que el transporte facilita la dispersión geográfica de las hembras, que carecen de buenas estructuras para desplazarse a distancias mayores, pudiendo encontrar áreas con nuevos recursos para los juveniles.

[1]Finaciado por Dirección General de Investigaciones de la Univ. Católica de Valparaíso.

[2]Zoología, Universidad Católica de Valparaíso, Casilla 4059, Valparaíso-Chile.

(Recibido: 4 de Agosto de 1994. Aceptado: 2 de Noviembre de 1994)

El objeto de este trabajo, es continuar con el estudio del mecanismo de ajuste genital en Thynninae, realizando un análisis de las estructuras que intervienen en el ajuste de *Elaphroptera nigripennis* (Smith). Los machos de esta especie son muy frecuentes en la parte centro sur de Chile, sin embargo no es fácil encontrar ejemplares apareados en las colecciones.

MATERIALES Y METODOS

Se dispuso de abundantes individuos machos, doce hembras y cuatro ejemplares en cópula, todos secos, conservados en sobres o clavados en alfileres de la Colección de la Universidad Católica de Valparaíso. La estructura de la cápsula genital del macho y esternos asociados, así como la de la cámara genital de la hembra, se estudiaron mediante disecciones de material, tanto seco como tratados con una solución de KOH al 10%, hirviendo por 6 a 10 minutos. Las parejas en cópula fueron sometidas a disección en seco.

Cuando fué necesario las disecciones de estructuras esclerosadas como las de musculatura se realizaron fijando el material seco a un portaobjetos mediante un pegamento instantáneo gel.

El material disectado fué sometido a baños de agua tibia, cuando se necesitó entender algún ajuste o movimiento de las piezas.

En las descripciones se sigue en general el mismo esquema de Toro y Carvajal (1989), para facilitar posible comparaciones. Sólo se describen aquellas estructuras relacionadas con el mecanismo de ajuste, no fueron analizadas las otras modificaciones que no tienen una participación directa el problema. En la confección de los esquemas se utilizó el aparato de dibujo de lupa Wild M5.

RESULTADOS Y DISCUSION

Macho

El tergo metasómico VII, así como el esterno VII y VIII de los machos participan en cierto grado en el ajuste genital.

El tergo VII diferencia una placa dorsal, limitada lateralmente por una cresta bien marcada, que aumenta su resistencia mecánica a la flexión; el tergo termina distalmente en un margen levemente cóncavo (Fig. 18).

El esterno VII (Fig. 4), de aspecto general cuadrangular, presenta el borde distal fuertemente emarginado y un gran apodema proximal, a cada lado, donde se insertan externamente los músculos protractores originados en el esterno anterior.

El esterno VIII (Figs. 5-6), tiene aspecto general de una cruz, con una superficie cóncava proximalmente; el ápice distal se proyecta en un proceso agudo central y dos menores dispuestos lateralmente. La barra transversal de la cruz corresponde a los apodemas, fijos a las proyecciones membranosas del tergo VIII (Fig.18). Los apodemas se encuentran también relacionados con los músculos retractores del esterno (Fig. 18- mro 1,2,3). El extremo proximal termina en una punta truncada, su superficie externa es convexa y en él se inserta un poderoso músculo rotador que se origina en el tergo VII membranoso (Fig. 18, mrs 2).

Durante la cópula el esterno VIII se relaciona con el último tergo de la hembra (Fig. 19, st VIII), tal como lo describe Evans (1969) y Toro y Carvajal (1989) para *E. scoliaeformis.*

La cápsula genital del macho es altamente complicada, principalmente a nivel del pene y de las valvas (Figs. 1-2-3). La gonobase (gb) es más bien corta en vista ventral, rodeando posteriormente al foramen genital que se abre hacia la región ventral. Los gonocoxitos (cx), se alargan mesalmente en vista dorsal; en su parte media se ubican lateralmente los gonostilos: largos, pilosos, deprimidos lateralmente y de forma rectangular. En el borde lateral interno del gonostilo se inserta el músculo aductor, que se origina en las paredes laterales de los gonocoxitos (Fig. 13, madg).

Las prolongaciones medio-dorsales del gonocoxito se prolongan hasta la base del pene; ellas se diferencian como un par de cordones que se abren mesobasalmente y están limitados de forma posterolateral por un fuerte surco; distalmente los cordones se dividen por una fuerte escotadura en forma de V (Figs. 1-3,cx).

Ventralmente las volsellas (cuspis), (Figs. 2-3-13, vo), ocupan el espacio dejado por los

gonocoxitos, su parte media es notoriamente deprimida de tal manera que ambas volsellas forman una superficie marcadamente cóncava por su cara ventral; terminan fuertemente esclerosadas, aplanadas en dos procesos agudos que forman una V y se proyectan lateralmente, siendo entre sí separadas por un surco bien definido.

Sobre las volsellas, por encima de la base de los gonostilos, se originan dos fuertes procesos cilíndricos articulados, que se adelantan horizontalmente, con marcada curvatura hacia la línea media de la cápsula (digitus de Kimsey, 1992)(Fig. 3, dg). En la base de ellos se inserta un músculo elevador-abductor, de origen en la base de los gonocoxitos (Fig. 13, mabd).

Las valvas (Figs. 1-2, va) se prolongan distalmente hasta articular con la porción flagelar del pene (pe); ventralmente originan sendos procesos (Fig. 3, pv), que se agudizan a medida que descienden de forma perpendicular a la cápsula. Estructuralmente, los procesos, poseen dos cordones longitudinales, que actúan como líneas de resistencia, fuertemente esclerosados, ubicados externa e internamente y separados por una franja membranosa (Fig. 13, pv).

Los procesos de las valvas son de gran importancia en el ajuste; se articulan en el borde externo de la base, a través de un cóndilo, con dos procesos auriculares; los cuales están curvados lateralmente en semicírculo, con dirección dorsal y terminados en ápice agudo (Figs. 19-21-22, pa). En conjunto ambos procesos valvares forman basalmente un espacio donde se aloja la base del pene.

La base dorsal de las valvas, de superficie levemente cóncava y fuertemente esclerosada, se encuentra ajustada medialmente por las proyecciones laterales de las volsellas y posterodorsalmente por la porción distal de los gonocoxitos. La base dorsal de las valvas se une, a través de conecciones de tipo membranoso, con los procesos auriculares y ventrales de las valvas.

Los procesos ventrales y la base dorsal de las valvas (Fig. 14) se continúan ingresando en la cápsula a través de franjas fuertemente esclerosadas, que conforman un apodema a cada lado (Figs. 21-22, apv). Este presenta una marcada curvatura hacia arriba, en forma de semicírculo; en su extremo se inserta un poderoso músculo (Fig. 14, mabv), que protrae el pene por abducción de las valvas y, un músculo elevador de las valvas (Fig. 14, mev), inserto en los procesos ventrales y originado dorsal y lateralmente en el interior de los gonocoxitos.

Los músculos retractores de las valvas (Fig. 14, mrv), son comparativamente débiles, sus fibras se originan en la línea media de la porción pósterosuperior de los gonocoxitos. Estos músculos se insertan en la escotadura de dos procesos, dispuestos en forma paralela, en el borde interno de la base de los apodemas, continuándose de forma esclerosada hasta la porción dorsal de la base del pene, a través de una cavidad cerrada formada por la base dorsal de las valvas.

Hembra

En la hembra el tergo VI es fuertemente esclerosado (Figs. 8-9, tgVI), convexo, terminado en borde agudo, con estrías longitudinales marcadas en la mitad distal; distalmente lleva un fuerte surco a los lados para los procesos laminares del último esterno, proximalmente presenta apodemas para la inserción de los músculos protractores, originados en el tergo anterior.

El esterno VI (Figs. 7 y 9, stVI), es alargado; proximalmente presenta grandes apodemas para inserción de los músculos protractores originados en el esterno anterior (Fig. 15, mps); dos débiles fascículos elevadores externos (Fig. 15, mes 2), de origen en el esterno anterior e internamente un músculo que hace descender el esterno, abriendo la entrada a la cámara genital (Fig. 15, mabs).

Los músculos retractores corresponden a dos fascículos de origen en el esterno anterior, que se insertan en el borde medio-posterior (Fig. 15, mr). En la escotadura posterior del margen lateral se insertan dos músculos, uno a cada lado, que ayudan a elevar y retraer al esterno, tienen su origen en el tergo VI (Fig. 15, mes 1).

Distalmente el margen del esterno presenta dos procesos laminares (Figs. 11-12, plm), que se ajustan a los surcos del último tergo, el reborde ventral presenta externamente un ángulo

pronunciado, con respecto al cuerpo del esterno. Este reborde es importante en el ajuste del digitus del macho (Figs. 7, 10 y 19).

La cámara genital (Fig. 11, gc), se hace evidente cuando el último esterno desciende respecto al último tergo, previa protrusión de ambos (a diferencia de lo descrito para *E. scoliaeformis*). El margen posterior medio del esterno se refleja hacia adentro en una placa ventral, llamada phragma por Evans (1969) (Fig. 12, plv). Esta deja entre ella y la pared externa del esterno un espacio donde se ubica la abertura del conducto de la espermoteca (Figs. 12 y 19, ce). La pared ventral, en la mitad distal, forma una suave depresión membranosa abierta hacia adelante, que durante la cópula se dispone rodeando la porción distal, en forma de Y, de los gonocoxitos (Fig. 12, dcx). La pared dorsal de la cámara está constituída por una membrana dorsal y los rami del aparato picador (Fig. 11, ra, nad), estos se encuentran unidos por un puente esclerosado.

Cuando el último esterno no ha descendido, la pared dorsal de la cámara no aparece conformada y corresponde sólo a un espacio abierto, posterior a las valvas del aguijón; estas estructuras están orientadas ventralmente entre los procesos laminares.

Aspectos funcionales

Aparte del rol que puedan desempeñar las presiones de los líquidos internos, que no han sido estudiadas en el presente trabajo, el inicio del ajuste genital parece depender fundamentalmente del descenso del último esterno de la hembra, previa protrusión junto con el último tergo y, de la rotación del esterno VIII del macho.

La protracción del último tergo y esterno de la hembra se produce por la contracción de los músculos protractores, insertos en sus apodemas respectivos. A su vez el esterno desciende por la contracción de un músculo inserto en los bordes internos de sus apodemas, abriendo la entrada a la cámara genital (Figs. 16-17).

Los hemitergitos, asociados al aguijón, mantienen su posición junto al último tergo, unidos dorsal y lateralmente por ligamentos de origen membranoso.

Tomando como punto fijo el esterno, que ha descendido, las valvas y los rami hacen una semirotación, describiendo un ángulo desde su posición ventral, para constituir la pared dorsal de la cámara genital; los desplazamientos se hacen más acentuados con la entrada de los grandes procesos ventrales de las valvas del macho.

El reborde ventral del esterno VI se ajusta sobre la porción distal de las prolongaciones mediodistales de los gonocoxitos, éstas al ingresar abducen los procesos laminares. Por otra parte, por abajo del esterno, en el ángulo que forma el reborde, se enganchan firmemente los digitus, gracias a un mecanismo elástico propio (Fig. 19) (la apertura previa se realiza por contracción de sus abductores, Fig. 13, mabd). Este mecanismo corresponde a un primer factor de mantención del ajuste, especialmente importante, porque no parece significar gasto de energía, al ser producido por la elasticidad del tegumento.

En el macho el mayor rol de la protracción de la cápsula, lo juega el músculo tergosternal (Fig. 18, mrs2) de origen en la porción membranosa del tergo metasómico VIII; éste se mantiene fijo por su amplia unión con el tergo VII. El músculo tergosternal actúa como rotador del esterno correspondiente, dada su inserción en la proyección proximal.

La proyección distal del octavo esterno hace que su proceso distal se deslice sobre el último tergo de la hembra; la posición inclinada del tergo, actuando como plano inclinado, favorece también la rotación del octavo esterno del macho, tomando como eje la fijación de los apodemas y teniendo como apoyo ventral la escotadura del esterno VII (Figs. 18-19)

La rotación del VIII esterno es un factor de primera importancia en la cópula, ya que al girar, su proyección media-posterior se ajusta al surco ventral de la gonobase y empuja a la cápsula genital haciéndola protruir. Estando contraído el músculo tergosternal, los músculos retractores del esterno VIII actúan como depresores, presionando el esterno sobre el último tergo de la hembra (Fig. 18)

Los gonostilos, como dice Evans (1969), abrazan el último tergo de la hembra y poseen abundante pilosidad rígida; la contracción de

los músculos de su base (Fig. 13, madg), permiten cierta presión, aunque por cierto, no importante en la mantención del ajuste debido a la corta distancia entre la inserción del músculo y el punto fijo de articulación, comparado con la gran superficie del gosnostilo. Su importancia podría estar en evitar dislocaciones, por movimientos laterales durante el vuelo, o para dirigir, junto con el esterno VIII, el encaje del borde distal del último tergo de la hembra, en la depresión que forman ventralmente las volsellas (Fig. 19).

La intromisión de la cápsula en la cámara genital de la hembra, continúa hasta que los procesos laminares del esterno VI (de la hembra), calzan con el surco lateral, que deja la unión de la base de los digitus con las proyecciones laterales de las volsellas y el borde distal del último tergo de la hembra ocupa la depresión ventral de las volsellas (Fig. 19), ambos sistemas sirven de tope, evitando un avance posterior que impediría encontrar la entrada al conducto de la espermoteca.

La forma particular de los apodemas de las valvas (Fig. 21), determina que la contracción de los músculos insertos en su ápice y en su base (Fig. 14, mabv y mev), produzcan una semi-rotación del apodema, tomando como superficie fija de sustentación la base dorsal de las valvas, sujetas mediodorsalmente por las proyecciones de los gonocoxitos. Ventralmente la base de los apodemas pivotea y se desliza sobre la faz interna de las volsellas (que se encuentran fuertemente esclerosadas).

Estos rotación y deslizamiento tiene las siguientes consecuencias: a) la línea esclerosada interna de los procesos ventrales se adelanta respecto de la externa abduciéndolos y causando, por lo tanto la protracción del pene (Fig. 22), b) rotación que eleva los procesos ventrales de las valvas (Fig.20), lo que provoca un descenso y rotación hacia la línea media de los procesos auriculares (unión membranosa), éstas a su vez presionan la base del pene haciéndola descender (Fig. 22).

El flagelo del pene ha sido comparado con una espiritrompa por Janvier (1933), por su forma algo enrollada, la fuerte rigidez que presenta le permite mantener su forma. El pene ingresa a la cámara de delante hacia atrás, en el espacio dejado por la placa ventral del último esterno de la hembra, la misma rigidez permite que funcione al mismo tiempo como estructura de fijación (Fig. 19).

El primer tercio del pene ingresa siguiendo la dirección de los procesos ventrales de las valvas, estos procesos constituyen un importante mecanismo, tanto de ingreso, conformación de la cámara genital, como de fijación durante la cópula. Los procesos ventrales son las primeras estructuras del macho, junto con el esterno VIII, en enfrentar el ajuste genital; su extremo agudo ingresa en forma de cuña (a manera de calzador) y se ajusta por atrás de la barra esclerosada dispuesta entre los rami del aguijón, desplazando aun más los hemitergitos a una posición dorsal, conformando definitivamente el techo de la cámara genital; esto evita cualquier dislocación del pene por desplazamiento ventral (Fig. 19).

Los procesos auriculares de las valvas, tienen una función principal en el descenso del pene, no así en evitar la salida de la cápsula (como lo descrito para *E. scoliaeformis*), aun cuando acomodan su ápice en las paredes laterales de la cámara para evitar la elevación del pene. La función de retener la cápsula recae en los dígitus, que rodean el reborde ventral del esterno de la hembra, impidiendo el retroceso de la cápsula.

La liberación del ajuste genital suponemos que se debe, respondiendo a presión de la hembra, a una pequeña protracción de la cápsula genital del macho, producida por presión del esterno VIII (contracción del músculo tergosternal). Luego de esto los músculos elevadores y abductores del digitus se contraen liberando el esterno de la hembra, seguido de una nueva contraccción de los músculos insertos en los apodemas de las valvas, dando paso a la retirada de los procesos ventrales de las valvas y del aedeagus.

Es interesante notar que la mantención del ajuste en la cópula forética ocurre con poca participación de músculos en contracción permanente, jugando un importante rol la elasticidad del tegumento.

LITERATURA CITADA

EVANS, H. 1969. Phoretic copulation in Hymenoptera. Entomological News, *80*(5): 113-124.

GENISE, J. & L. KIMSEY. 1993. Revision of the South American Thynninae Genus *Elaphroptera* Guérin-Meneville (Hymenoptera: Tiphiidae). Journal of Hymenoptera Research, *2*(1): 195220

GIVEN, B. 1954. Evolutionary trends in the Thynninae (Hymenoptera: Tiphiidae), with special reference to the feeding habits of Australian species. Transactions of the Royal Entomological Society of London, *105*: 1-10+VII pl.

KIMSEY, L. 1992. Phylogenetic relations among the South American tiphiid wasps. Systematic Entomology, *17*: 316-331.

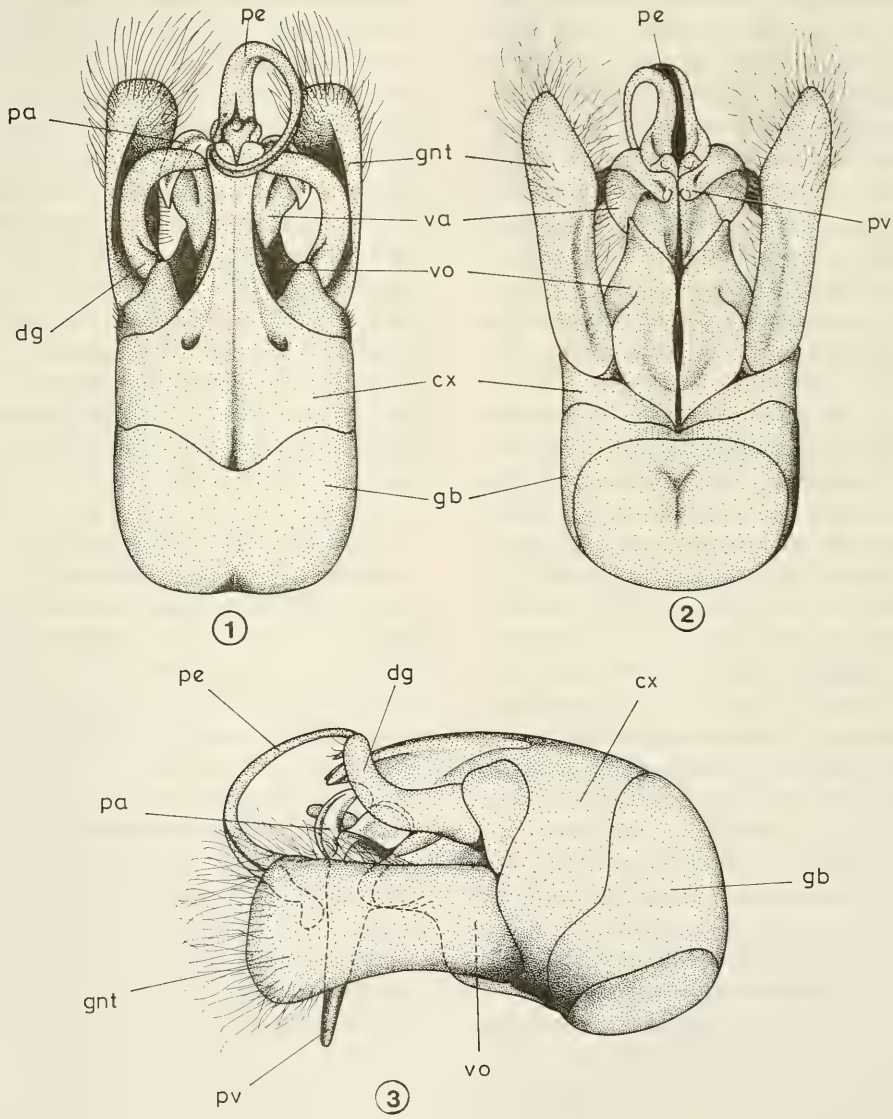
PARKER, G.A. 1970. Sperm competition and its evolutionary consequences in the insects. Biological Reviews, *45*:525-567.

SPINOLA, M. 1851. Himenópteros en C. Gay (ed.) Historia Física y Política de Chile, Zoología, VI, 572 pp. Imp. Maulde y Renou, Paris.

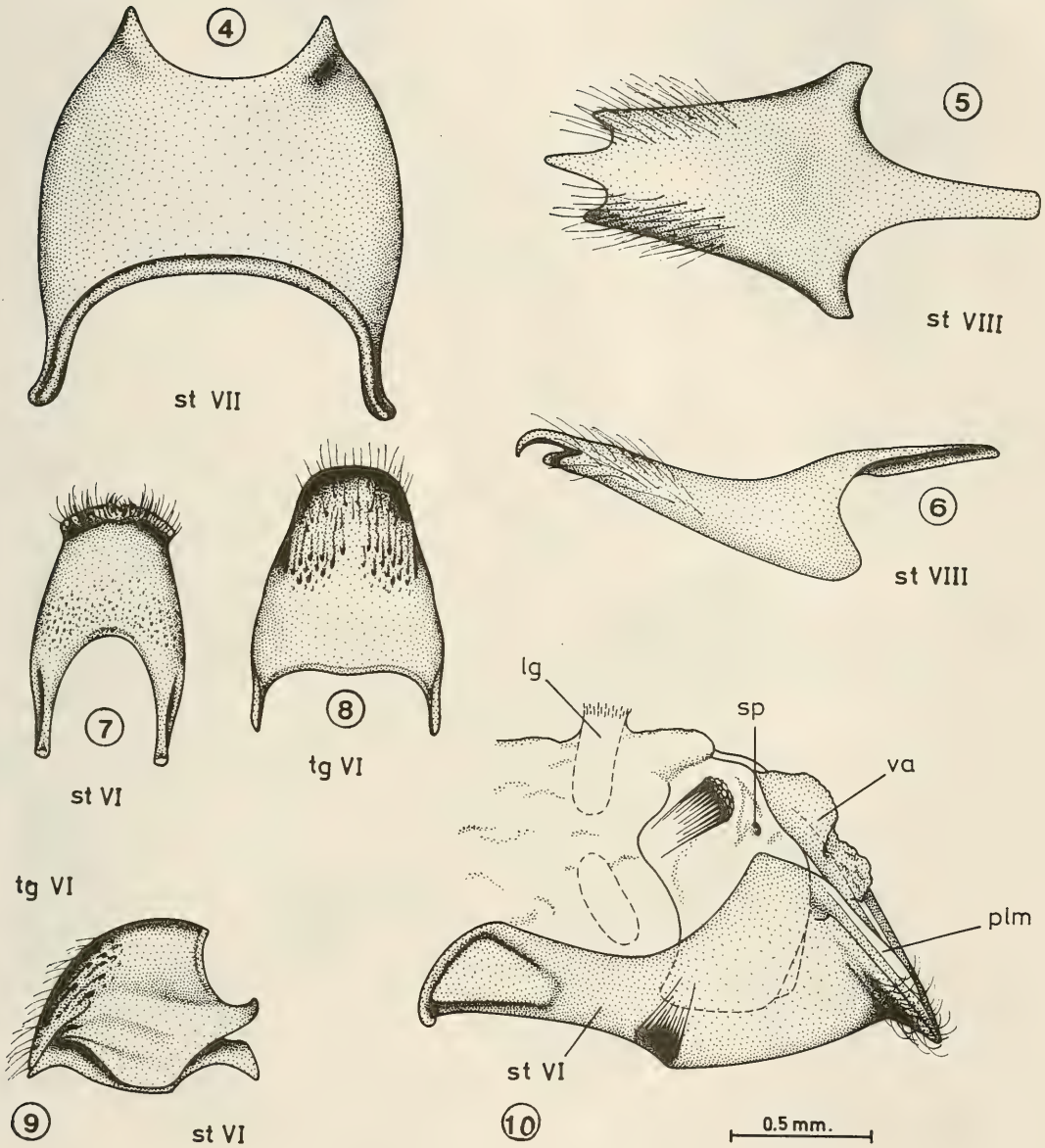
RIDSDILL SMITH, T. 1970. The biology of *Hemithynnus hyalinatus* (Hymenoptera: Tiphiidae), a parasite on scarabeid larvae. Journal of the Australian Entomological Society, *9*: 183-195.

TORO, H., J.C. MAGUNACELAYA y E. DE LA HOZ. 1979. Factores mecánicos en la aislación productiva de Thynninae. Acta Zoologica Lilloana, *35*: 475-498.

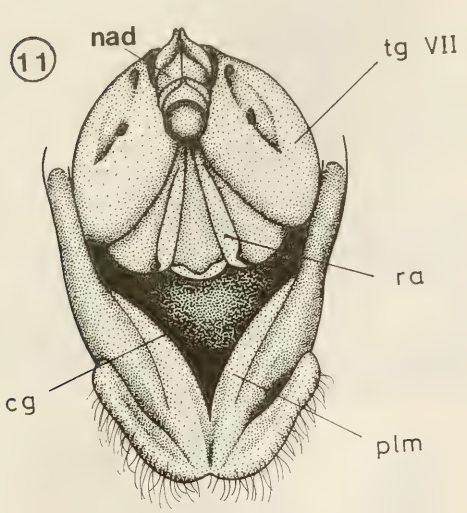
TORO, H. y E. CARVAJAL. 1989. Ajuste genital en la cópula de Thynninae (Hymenoptera: Tiphiidae). Acta Entomológica Chilena, *15*: 123-130.

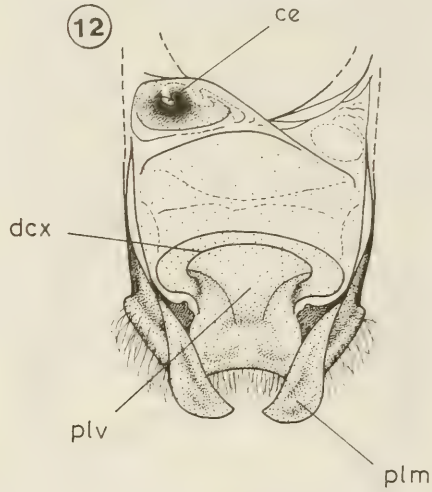


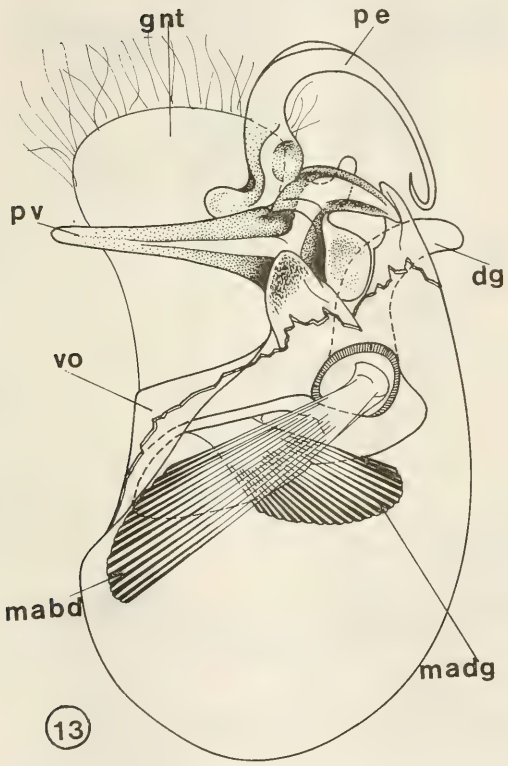
Elaphroptera nigripennis, macho: Fig. 1, 2 y 3 cápsula genital en vista dorsal, ventral y lateral respectivamente: cx = gonocoxitos; dg = digitus; gb = gonobase, gnt = gonostilus; pa = procesos auriculares; pe = pene; pv = procesos ventrales; va = valvas del pene; vo = volsellas.

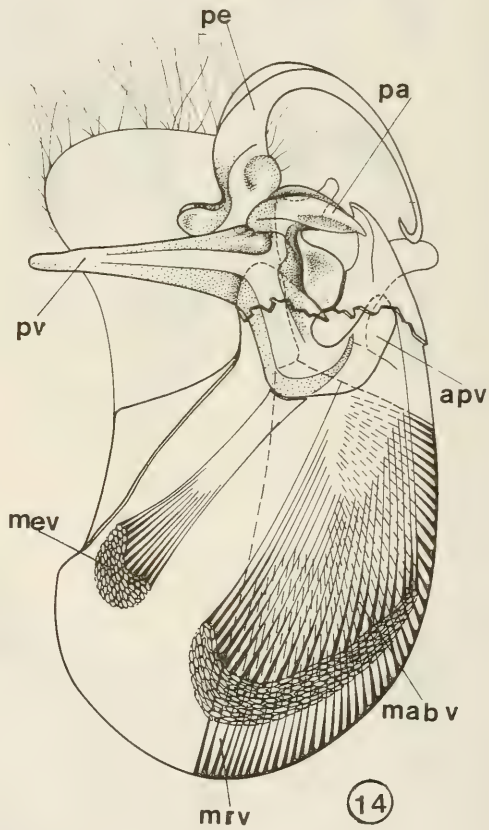


Elaphroptera nigripennis: Fig. 4, macho, VII esterno; Fig.5 vista ventral del VIII esterno del macho; Fig.6, vista lateral del VIII esterno del macho; Fig. 7, esterno VI de la hembra en vista ventral; Fig. 8, tergo VI de la hembra en vista dorsal; Fig. 9, vista externa lateral del VI segmento metasómico de la hembra; Fig. 10, vista lateral del ápice del abdomen de la hembra, cuando se ha sacado el VI tergo. lg = ligamento; plm = procesos laminares; sp = espiráculo; va = valvas del aguijón.



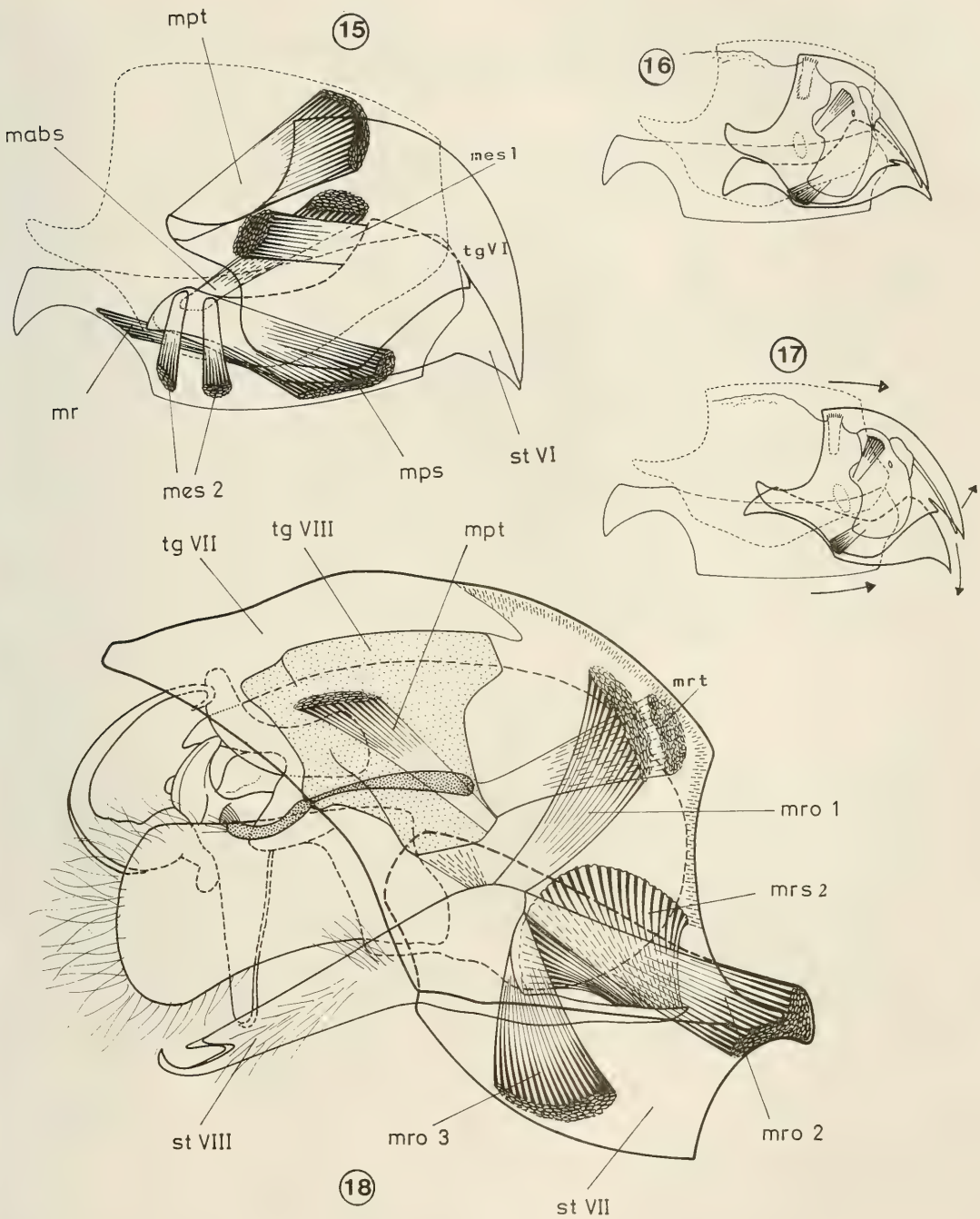






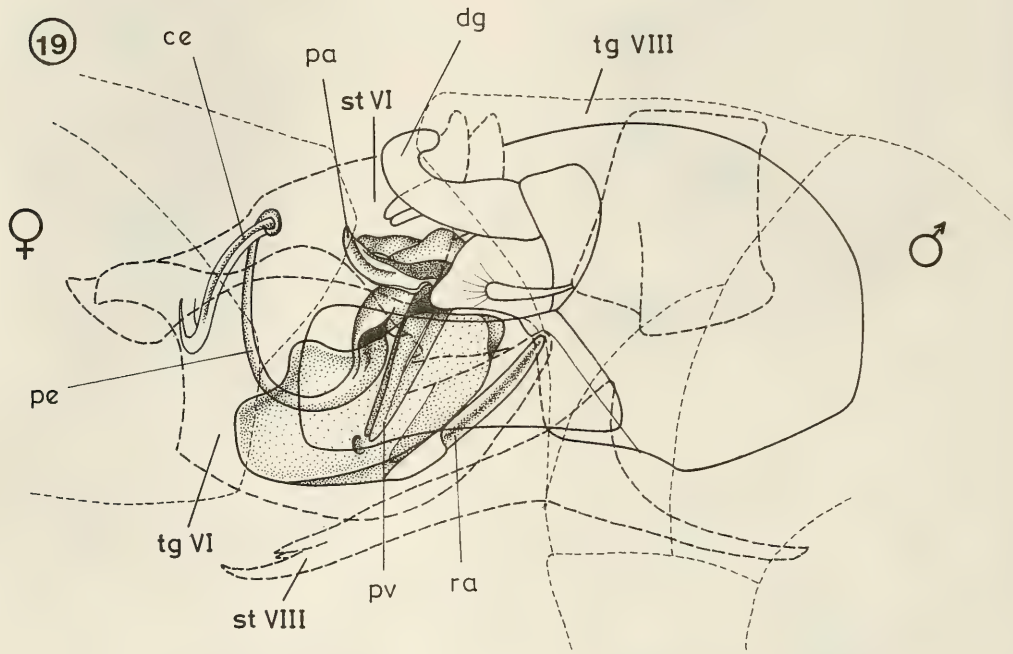
0.5 mm.

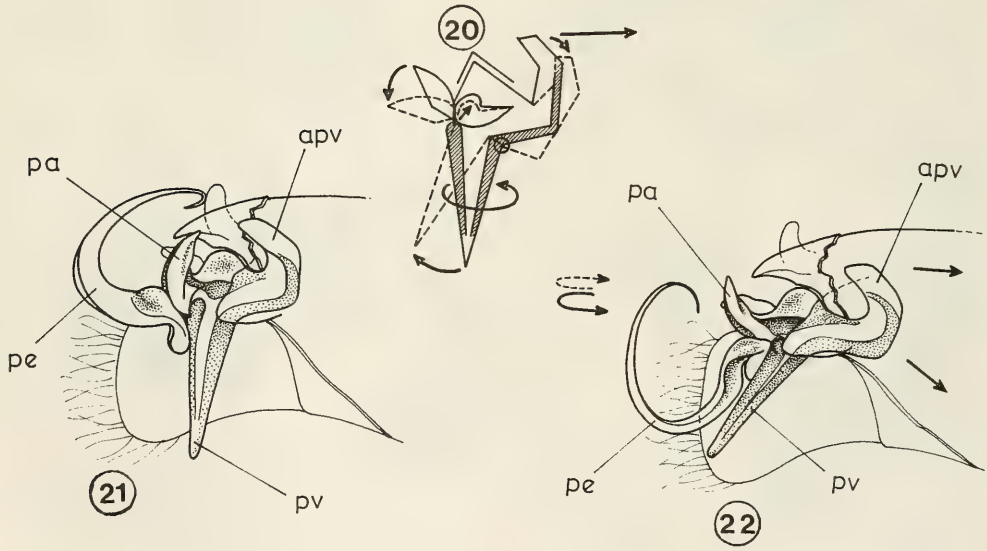
Elaphroptera nigripennis: Fig. 11, vista posterior del ápice del abdomen de la hembra, habiendo rotado el aguijón de manera de formar la cámara genital; Fig. 12, cara interna del último esterno de la hembra, mostrando la cavidad para alojar el pene y la entrada al conducto de la espermoteca; Figs. 13 y 14, cápsula genital abierta, mostrando las relaciones de los procesos ventrales de las valvas con la musculatura y la base del pene.
apv = apodemas de las valvas; ce = conducto de la espermoteca; cg = cámara genital; dcx = depresión para los gonocoxitos, dg = digitus; gnt = gonostilus; mabd = músculo abductor del digitus; mabv = músculo abductor de las valvas; madg = músculo aductor del gonostilus; mev = músculo elevador de las valvas; mrv = músculo retractor de la volsella; nad = aguijón; pa = procesos auriculares; pe = pene; plm = procesos laminares; plv = placa ventral; pv = procesos ventrales; ra = rami; tg = tergo; vo = volsellas.



Elaphroptera nigripennis: Fig. 15, musculatura del segmento VI de la hembra; Fig. 16, último segmento de la hembra mostrando las relaciones de las estructura en reposo. Fig. 17, último segmento de la hembra mostrando las relaciones de las estructuras protraídas y formación de la camara genital. Fig. 18, esquema de las relaciones de la musculatura del VIII esterno que protrae la cápsula genital.

mabs = músculo abductor del esterno VI; mro 1, 2, 3 = rotadores del esterno VIII y retractores de la cápsula genital; mr = músculo retractor del esterno; mabs = músculo abductor del esterno VI; mes 1 y mes 2 = músculos elevadores del esterno VI; mps = músculo protractor del esterno VI; mpt = músculo protractor del tergo; mrs 2 = músculo tergosternal rotador del esterno VIII y protractor de la cápsula (en el esquema no se ha indicado el origen en el tergo); mrt = músculo retractor del tergo VIII.





Elaphroptera nigripennis: Fig. 19, relaciones de las estructuras de macho y hembra en el ajuste genital; Fig. 20, esquema de los movimientos del proceso ventral de las valvas del pene y su acción sobre el proceso auricular; Fig. 21, relaciones del proceso ventral de las valvas con la base del pene, en estado de reposo; Fig. 22, estado de protracción del pene que se obtiene por acción de la musculatura sobre la base de las valvas, haciendo rotar ligeramente los proceso ventrales.
apv = apodemas de las valvas; ce = conducto de la espermoteca; dg = digitus; pa = procesos auriculares; pe = pene; pv = procesos ventrales; ra = rami.

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 135-164

INSECTOS DE FOLLAJE DE BOSQUES PANTANOSOS DEL NORTE CHICO, CENTRO Y SUR DE CHILE[1]

JAIME SOLERVICENS[2] Y MARIO ELGUETA[3]

RESUMEN

Durante el periodo de primavera y verano de 1991 - 1992, se estudiaron un conjunto de bosques pantanosos, distribuídos entre la IV y X regiones de Chile (31° 34' - 39° 41' S), con el fin de caracterizar su fauna de insectos de follaje y de apreciar su variación latitudinal. Cada bosque fué muestreado por un tiempo aproximado de 5 horas, utilizando el método de sacudido de follaje. Se recolectaron 10.505 especímenes, pertenecientes a 98 familias y 654 especies. Coleoptera representa el 71,86% y Hemiptera el 20,33% del total. La aplicación de índices de similitud de Jacccard y Winer, permite distinguir dos subgrupos en el conjunto de bosques sureños: uno de la zona del Maule y el otro de la zona valdiviana. Los bosques del área del Maule exhiben mayor diversividad y abundancia de insectos, probablemente debido a su situación geográfica, que permite penetración de elementos propios de ambientes esclerófilos, así como también de aquellos presentes en bosques de *Nothofagus*. En general los bosques no presentan una fauna propia de insectos, y su composición está dada principalmente por elementos presentes en otras formaciones vegetacionales locales; sin embargo se presentan en forma constante y característica, representantes de especies asociadas a ambientes húmedos y a especies de Myrtaceas.

ABSTRACT

During spring and summer 1991 - 1992, 131 hydrophilous forests distributed between IV and X regions in Chile (31°34' - 39°41' S), were studied to characterize their foliage insect fauna and appreciate its latitudinal variation. Each forest was sampled during approximately 5 hours using the beating sheet. 10505 insects were obtained belonging to 98 families and 654 species. Coleoptera represented 71.86% and Hemiptera 20.33% of the total fauna. Similarity indices after Jaccard and Winer recognized two groups of forests: the Norte Chico and V region ones and the southern ones. Jaccard index distinguished two subgroups in the southern forests: the Maule and the valdivian ones. The Maule's forests showed the greater diversity and abundance of insects probably by their geographical situation that allows them to receive sclerophilous and *Nothofagus* forest elements.
In general, the forests do not showed a specialized insect fauna, which is composed principally by elements present in other local vegetational formations. However, some species associated to wet habitats and Myrtaceae species were constantly present and characteristics.

INTRODUCCION

Los bosques húmedos siempre verdes de mirtáceas se distribuyen discontinuamente en pequeñas unidades en el Norte Chico, Chile Central y Sur. Numerosos autores han estudiado estas formaciones vegetacionales entre los que se puede mencionar a Villagrán (1982), Ferriere (1982), Ramirez *et al.* (1983), San Martin *et al.* (1988, 1990). La existencia de los bosques está determinada por un abastecimiento de agua abundante y permanente la que proviene normalmente de napas subterráneas. Esta dependencia de condiciones de humedad del suelo sugiere que la

[1]Proyecto 91-186 financiado por FONDECYT.
[2]Instituto de Entomología, Universidad Metropolitana de Ciencias de la Educación. Casilla 147, Santiago, Chile.
[3]Sección Entomología, Museo Nacional de Historia Natural. Casilla 787, Santiago-Chile.
(Recibido: 3 de octubre de 1994. Aceptado: 18 de noviembre de 1994)

comunidad siempre fue discontinua (Villagrán, *op. cit.*). En cuanto a su origen, Villagrán (*op. cit.*) postula que estos bosques constituyen la fase forestal de una sucesión vegetacional iniciada en comunidades abiertas pantanosas de *Gunnera* y *Blechnum*, fenómeno que habría ocurrido durante el Pleistoceno superior y el Holoceno.

Mientras el conocimiento de la vegetación es bastante completa, la información relativa a fauna, y en particular a insectos, es muy limitada. Al respecto, los escasos estudios se refieren a los icneumónidos (Hymenoptera) (Jerez *et al.*, 1977) y coleópteros epígeos (Solervicens, 1973) del bosque de Quintero.

Por otra parte, las comunidades de pantano están siendo afectadas por una serie de factores que tienden a su gradual disminución. En forma natural la aridez del Holoceno estaría restringiendo la extensión de estas formaciones, pero, tal vez, las acciones más importantes son derivadas de la actividad humana que significa corte de leña, drenaje de suelos, ramoneo del ganado, incendios.

De acuerdo a estos antecedentes se plantea la necesidad de investigar la entomofauna de dichos bosques con el propósito de conocer su composición de insectos en todo el rango de su distribución y determinar la variación latitudinal que pueda experimentar.

METODOLOGIA

Considerando la amplitud del muestreo involucrado en el estudio se seleccionó la entomofauna de follaje para ser investigada por la mayor facilidad de colecta. Para este efecto se empleó el método de sacudido de follaje el cual fue aplicado simultáneamente por dos colectores por un período total aproximado de 5 horas en cada bosque. Los bosques muestrados son los mismos seleccionados en el estudio florístico, salvo en la zona de Valdivia. En total se prospectaron 31 bosques, en período de primavera y verano en 1991 - 1992, cuyo detalle aparece en el Anexo 1. Los insectos obtenidos fueron preparados, etiquetados y posteriormente sometidos a estudio taxonómico para su determinación.

Para la zona del Norte Chico y V región se introdujo en el análisis los datos de seis bosques que habían sido prospectados en 1989 con la misma metodología, con el propósito de tener una base de referencia de los niveles de similitud.

El análisis de la fauna de insectos consideró estimadores de presencia, abundancia y similitud. Para efecto de los cálculos de presencia y promedios de individuos y especies por bosque no se consideraron los muestreos del año 1989 en los bosques del Norte Chico y V región para evitar distorsiones. Con el objeto de procesar la información relativa a la similitud taxonómica se empleó el programa NTSYS, sin embargo, la gran cantidad de datos superó la capacidad del programa por lo que fué necesario hacer dos conjuntos.

La identificación del material reunido se efectuó por comparación con especímenes identificados por especialistas, conservados en las colecciones del Museo Nacional de Historia Natural (Sección Entomología) y de la Universidad Metropolitana de Ciencias de la Educación (Instituto de Entomología). En el caso de algunos grupos se utilizaron claves disponibles (Benedetto, 1974; Burckhardt, 1987a-b, 1988; Jerez, 1991; Kumar, 1974; Löbl, 1983; Monrós, 1949; Snelling y Hunt, 1976; Werner, 1975), descripciones (Jerez y Berti 1987; Linnavuori y De Long, 1978) y el apoyo directo de especialistas.

Se descartó algunos grupos de insectos que por sus modalidades de vida y forma de desplazamiento no son colectados adecuadamente con el método del paraguas y por lo tanto su representatividad en los muestreos es distorsionada (Odonata, Blattodea, Lepidoptera, Diptera e Hymenoptera salvo Formicidae).

RESULTADOS Y DISCUSION

Composición taxonómica. Los grupos más importantes en la entomofauna de follaje lo constituyen los hemípteros y coleópteros (Tabla 1) que representan 92,19 % del total. La abundancia relativa de Hemiptera es similar a la encontrada por Solervicens y Elgueta (1989) en matorral xerófilo del Norte Chico (19,17 %) y algo más baja que la obtenida en la Reserva Nacional. Río Clarillo por Solervicens *et al.* (1991) en bosque esclerófilo y matorral xerófilo (34,37 %), en ambos casos

con el mismo método de colecta empleado en este estudio.

TABLA 1
GRUPOS TAXONOMICOS REPRESENTADOS EN LOS BOSQUES

ORDENES	FAMILIA	GENEROS	ESPECIES	
	N°	N°	N°	%
Ephemeroptera	-.-	-.-	4	0,61
Plecoptera	2	4	4	0,61
Orthoptera	6	11	12	1,83
Phasmatodea	1	1	1	0,15
Hemiptera	30	64	133	20,33
Melagoptera	1	1	1	0,15
Neuroptera	2	4	7	1,07
Coleoptera	51	242	470	71,86
Trichoptera	4	-.-	8	1,22
Hymenoptera	1	8	14	2,14
TOTAL	98	335	654	99,97

En dichas referencias los coleópteros tienen abundancia semejante (58,20 % y 55,59 %, respectivamente), que es notoriamente inferior a la lograda en bosques de pantano en donde constituyen cerca de los 3/4 de la fauna considerada.

Sin embargo, en cuanto a su composición global, la fauna de follaje de bosques de pantano sigue las tendencias mostradas en otros ambientes por la predominancia de Hemiptera y Coleoptera.

Riqueza de especies y abundancia. Aunque no se tiene puntos de referencia de estudios similares, resulta importante destacar el gran número de especies (654) detectadas en los bosques de pantano; a juzgar por el porcentaje de ellas que no pudo ser determinado, es seguro que varias no han sido descritas aún (Anexo 2). En el caso de Coleoptera los taxa obtenidos representan el 12,6 % de las especies y más del 21% de los géneros de este grupo conocidos en Chile, de acuerdo a los datos entregados por Elgueta y Arriagada (1989).

Es probable que la homogeneidad ambiental ofrecida por este tipo de bosques, caracterizados por especies siempre verdes, de gran cobertura, que se desarrollan en lugares que reciben un aporte constante de agua con lo que aseguran condiciones bastante estables de temperatura y humedad adecuada y persistente, actúe como un factor de concentración de fauna que favorezca su diversidad.

En cuanto a la riqueza de especies por bosque (Tabla 2) se revela un aumento considerable en la zona central del área muestreada, cuyo limite norte es definido por el elevado número de especies observado en la localidad de Tanumé, valores que se mantienen en los bosques de la región del Maule. La parte meridional del área, sin embargo, resulta difícil de establecer por falta de un quiebre destacado de las cifras. Apoyándose en las agrupaciones establecidas por los fenogramas podría reconocerse un límite sur en la provincia de Malleco (fenograma de coleópteros, Fig. 1) que incluiría 14 bosques, o en la de Linares (fenograma de otras especies, Fig. 2), que incluiría 9 bosques. En ambos casos se obtienen promedios de 95 y 97 especies por bosque, respectivamente.

Los bosques del Norte Chico y V región tienen un promedio de 63 especies y los del sur 69 o 77, según la agrupación que se emplee.

El considerable número de especies de la zona intermedia se relaciona con el carácter transicional del área, particularmente de la región del Maule, que recibe elementos de tipo valdiviano y esclerófila.

La menor riqueza de especies en el sector norte podría entenderse por el grado de aislamiento de los bosques, inmersos generalmente en formaciones de tipo xerófilo, cuyos elementos tendrían mayores dificultades para integrarse a los ambientes húmedos de pantano.

La misma situación se encuentra en relación con la abundancia: en la zona intermedia se detectó un promedio de 343 o 333 individuos por bosque, según el número de rodales considerados. Estos valores disminuyen a 262 ó 300 en el sur y a 257 en el norte.

Estos resultados coinciden con los del análisis florístico que reconoce una estructura más simple hacia los extremos de la distribución de la formación de bosques de pantano (J. San Martín, comunicación personal).

TABLA 2
NUMERO DE INDIVIDUOS Y DE ESPECIES POR BOSQUES

BOSQUES	N° IND.	N° ESP.
EL BATO	342	79
EL BATO 89	289	50
EL ÑAGUE	253	57
EL ÑAGUE 89	197	54
AGUA AMARILLA	232	71
QUEREO	301	57
QUEREO 89	305	55
PALO COLORADO	273	72
PALO COLORADO 89	274	64
LOS CRISTALES	128	43
LA CANELA	435	92
QUINTERO	106	37
QUINTERO 89	150	41
SAN JERONIMO	241	58
SAN JERONIMO 89	88	43
TANUME	421	104
PIEDRAS NEGRAS	406	101
EL RADAL	283	96
LA VEGA (AGUA BUENA)	295	93
CANELILLOS (CARRIZAL)	359	111
RARI	292	89
PELLUHUE	409	105
CANELILLOS (CHOVELLEN)	318	100
LA VEGA (PARRAL)	213	76
BULNES	372	81
LA FLORIDA	432	97
COLLICO NORTE	387	110
SAN JOSE DE COLICO	391	76
PELECO	230	70
MININCO	331	95
LOS ALAMOS	279	73
QUEPE	285	55
LOS ÑIRRES	330	74
KM 737 PANAM. SUR	362	83
SALTO DE AGUA	181	64
LINGUENTO	132	59
CHAUQUEN	183	70
TOTAL	10505	

Constancia y abundancia. Sólo 27 especies son constantes en los bosques (presencia de más de 50%) y algunas de ellas también son las más abundantes (Tabla 3) por lo que representan el núcleo básico de insectos de estas formaciones. Una situación similar reveló el estudio de la vegetación donde 4 especies son el grupo característico en tanto que el 94% de las plantas no forman parte de la estructura florística típica (J. San Martín, comunicación personal).

Como elementos accesorios hay 76 especies (presencia entre 25 - 50%) y las restantes 551 son accidentales (presencia entre 0-25%). Del conjunto de especies accidentales 257 tienen un solo registro.

Es necesario tener presente que el grado de presencia en los bosques no tiene una relación directa con el posible caracter exclusivo de las especies de insectos. De hecho, la información disponible, que se revisará más adelante, señala que muchos elementos constantes son generalistas ya que también se encuentran en otros tipos de formaciones vegetacionales.

Similitud taxonómica

Los análisis de similitud taxonómica entre los bosques se expresan en dos fenogramas, uno de los cuales contiene la información de 397 especies de coleópteros (Fig. 1) y el otro de las restantes especies de este orden y los demas grupos de insectos considerados en el estudio, que suman 257 taxa (Fig. 2)

En ambos casos se observa una separación entre los bosques del Norte Chico y V región con respecto a los del sur. Los valores de similitud entre estos dos grupos son bajos (cerca de 10%), lo que indica una diferente composición entomofaunística entre ellos; sus nexos se establecen a través de las especies constantes y abundantes de amplia distribución (Tabla 3). La división coincide aproximadamente con el cambio climático de zonas de tendencia mediterránea áridas y semiáridas, con respecto de áreas catalogadas como subhúmedas a perhúmedas según Di Castri y Hajek (1976).

Cuando se considera la fauna de coleópteros, los bosques del Norte Chico y V región, que fueron muestreados en 1989 y 1991, tienden a aparecer con dichas recolecciones asociadas entre sí, salvo el casa de Palo Colorado y San Jerónimo. Los niveles de similitud de estos pares oscilan en el caso de El Bato y Quintero en torno a un 30 %, en tanto que El Ñague y Quereo presentan 43 y 52 % respectivamente, indicando mayor uniformidad temporal de su composición específica de coleópteros.

Las diferencias observadas pueden estar relacionadas con limitaciones del muestreo y con las condiciones de sequía imperantes en 1989 que parecen haber influído en el abastecimiento de agua freática de los bosques, el que podría haberse reducido en

forma importante en alguno de ellos, situación que se pudo constatar en San Jerónimo, afectando a sus poblaciones de insectos.

TABLA 3
ESPECIES CONSTANTES (1) Y/O ABUNDANTES (2)

	Constancia %	Abundancia %
Scirtidae sp 5	87,0	2,61
Cybocephalus chiliensis	74,1	0,68
Neopsilorhinus valdivianus	70,9	1,78
Melizoderes osborni	67,7	0,89
Acrophyma impluviata	67,7	1,05
Callideriphus laetus	67,7	0,43
Pseudomyrmex lynceus	67,7	0,42
Bergidia polychroma	64,5	0,76
Scirtidae sp 1	64,5	1,13
Chlamisus apricarius	64,5	1,73
Psathyrocerus pallipes	64,5	1,61
Lasiophanes hoffmani	64,5	0,91
Scirtidae sp 7	61,2	0,87
Deromecus filicornis	61,2	1,87
Silviella nudatum	58,0	0,63
Eurymetopum eburneocinctum	58,0	1,61
Orchesia sp 1	58,0	0,68
Limnoperla jaffueli	54,8	1,15
Neonemura sp.	54,8	0,62
Aemalodera testacea	54,8	0,64
Myrmelachista mayri	54,8	0,58
Melizoderes variegatus	54,8	0,78
Trioza sp 2	51,6	0,57
Scirtidae sp 4	51.6	1,72
Solervicensia ovata	51,6	0,75
Cranoryssus variegatus	51,6	0,57
Myrmelachista hoffmani	51,6	0,57
Notophorina stigmaticalis	45,1	0,99
Scirtidae sp 2	45.1	0,97

(1) Constantes: Presente en 50% o más de los bosques
(2) Abundantes: Con más de 100 ejemplares (0,95%

Estos bosques del Norte Chico manifiestan una tendencia de agrupamiento entre los del interior (El Bato, Los Cristales, La Canela) y los de la costa, lo que seguramente está relacionado con las diferencias climáticas propias de ambos sectores.

Es interesante destacar que los coeficientes de similitud más altos corresponden a bosques geograficamente próximos (El Ñague, Agua Amarilla, Quereo). El bosque de Quintero aparece muy aislado dentro de este conjunto manifestando así el fuerte grado de intervención antrópica de que ha sido objeto, el que ha significado una notable pauperización de su fauna (Tabla 2).

La fauna de coleópteros de los bosques del sur se separa en dos conjuntos que corresponden a regiones geográficas bien delimitadas. El más septentrional comprende el área entre la VI y VIII regiones, sin comprometer la zona costera de Arauco; el más austral comprende la zona de Arauco, Cautín y Valdivia. El fenograma de otros insectos también segrega dos conjuntos en la fauna de los bosques del sur, pero la separación entre ellos se establece en el borde meridional de la región del Maule. En este caso el área comprendida al norte de este limite corresponde con la zona mediterránea subhúmeda de Di Castri y Hajek (*op. cit.*)

En ambos fenogramas los niveles de asociación entre los dos conjuntos de bosques del sur son bajos (cerca del 15 %) denotando cierta diferenciación de la fauna. Cualquiera sea la ubicación del límite, los dos fenogramas coinciden en reconocer mayor afinidad entre bosques de la zona costera del Maule, abarcando al menos los presentes en Tanumé, Piedras Negras, La Vega (Agua Buena), Rari, Canelillos (Carrizal) y Canelillos (Chovellén).

Otra agrupación presente en ambos fenogramas es la de La Florida, Bulnes y Collico Norte, todos rodales próximos entre sí, a los que se agrega Mininco en el caso de coleópteros. También hay coincidencia en los dos análisis en separar los bosques de la región valdiviana, al menos los de Km 737 Panamericana Sur, Salto de Agua y Linguento, marcando una vez más la similitud entre formaciones geográficamente próximas. Es interesante notar que estos últimos bosques se ubican en el ámbito de la zona climática oceánica de Di Castri y Hajek (*op. cit.*).

En general no se observa una tendencia definida de asociación de los bosques del llano central, que pueden aparecer relacionados entre si o con los de la zona costera.

Es evidente el agrupamiento de los bosques de acuerdo a una secuencia latitudinal que parece corresponder con las divisiones bioclimáticas del territorio. De este modo es posible distinguir al menos los bosques del Norte Chico y V región, los del Maule y los de la región Valdiviana, como unidades bien diferenciadas. Esto implicaría un reemplazo latitudinal de especies en concordancia con las condiciones climáticas regionales y las formaciones vegetacionales correspondientes.

Similitud biocenótica

El análisis biocenótico según Winer, efectuado para las mismas agrupaciones de insectos del estudio de similitud taxónomica, revela valores muy bajos de asociación entre los bosques (Figuras 3 y 4), indicando gran heterogeneidad en la estructura de las comunidades de insectos de estas formaciones. Esto es cierto, incluso, entre los muestreos de 1989 y 1991 de un mismo bosque (Fig.4, Palo Colorado, Quintero, Quereo, El Bato) los cuales aparecen asociados entre sí. Esta baja similitud de la organización comunitaria de un mismo bosque en dos años distintos implica, como se ha señalado, limitaciones del muestreo a variaciones en la estructura poblacional o ambos factores a la vez. Los rodales estudiados solo en 1991, por su parte, estarían afectados por el sistema de muestreo, por el desfasamiento temporal de las recolecciones que se iniciaron en el norte en octubre y terminaron en el sur en enero y por su diferente estructura vegetacional . La influencia de este último factor, sin embargo, es relativa, pues si el análisis fitosociológico indica gran heterogeneidad, la composición básica típica de los bosques está dada por 5 especies frecuentes y con alta cobertura (3 mirtáceas, canelo y una liana), que determinan la fisonomía característica de la formación, con pocas modificaciones a lo largo de su distribución (J. San Martín, comunicación personal).

Es interesante destacar que, así como en el análisis de similitud taxonómica, se observa una separación entre los bosques del norte y los del sur (salvo algunas excepciones en que bosques septentrionales se asocian biocenóticamente a los australes) (Figs. 3 y 4). La posición de San Jerónimo entre los bosques del sur puede atribuirse a su ubicación geográfica intermedia que le permite compartir elementos. Esto no es válido, sin embargo, para Los Cristales, El Bato y Quereo, también inmersos entre bosques meridionales.

Las subagrupaciones de los bosques del sur reconocidos por análisis taxonómico no aparecen claramente estructuradas pero, con algunas variaciones, tienden a conservarse, particularmente para los insectos considerados en el fenograma de la Figura 4.

Caracterización de la entomofauna de los conjuntos de bosques

Los fenogramas han permitido reconocer la existencia de conjuntos de bosques con mayores niveles de similitud taxonómica entre sí. Esto implica que dichos bosques comparten ciertos taxa que son propios de ellos o al menos son más frecuentes en ellos.

De este modo, algunas especies que globalmente aparecen como accesorias pueden ser constantes en alguna de los conjuntos y ser menos frecuentes o simplemente estar ausentes en los restantes. Esta situación pone en evidencia el reemplazo latitudinal de especies a lo largo del gradiente estudiado.

Sobre esta base se ha hecho una caracterización de la entomofauna de las agrupaciones de bosques.

Agrupación Norte Chico y V región (9 bosques)

Cinco especies constantes y 9 accesorias aparecen en forma exclusiva en estos bosques (Tabla 4); entre ellas cabe destacar a *Neopsilorhinus variegatus* y *Microzogus* sp. por su mayor frecuencia. La presencia de *Plastonothus chalybaeus* así como la especie accesoria *Lithraeus leguminarius* revela la influencia de elementos propios de la vegetación esclerófila o xérica. *Elater abdominalis* parece característica de los bosques de este sector.

Vínculos con la subregión del Maule se establecen a través de la presencia compartida de elementos constantes en ambos sectores: *Neomagdalis unicolor* y *Notophorina stigmaticalis*, o constantes en el norte y accesorios en el Maule: *Microcleptes araneus* y *Dasytes* sp 1.

Otras especies constantes en el sector norte aparecen accidentales o accesorias más al sur: Achilidae sp 1, *Callidula nigrofasciata*, Cicadellidae sp 5, *Alchisme rubrocostata*, *Hyalodes* sp, Scirtidae sp 8, *Hyponotum collaris*, *Lithraeus elegans*, lo que podría indicar un gradiente distribucional con óptimo en el sector analizado.

Agrupación Sur (22 bosques)

Diez especies constantes y 40 accesorias pueden ser mencionadas como marcadoras,

por su presencia exclusiva en estos bosques (Tabla 5). Algunas de ellas son elementos habituales de la selva valdiviana: *Ericmodes sylvaticus*, *Dinocentrus asperatus*, *Trichophthalmus miltomerus*, *Aegorhinus superciliosus*, *A. nodipennis*, *Sericoides viridis*, *Aconopterus cristatipennis*, *Protosialis chilensis*. Sin embargo, *Omoides flavipes*, *Eurylomata picturata* y *Mylassa rubronotata* han sido detectadas en matorral xerófilo y bosque en la precordillera de Santiago y zona costera del Norte Chico (Solervicens y Elgueta, 1989; Solervicens *et al.*, 1991; Solervicens y González 1993).

TABLA 4.
ESPECIES CONSTANTES Y ACCESORIAS EXLUSIVAS DE LA AGRUPACIÓN NORTE.

	N° de bosques	% de presencia
Constante		
Neopsilorhinus variegatus	9	100,0
Microzogus sp.	6	66,6
Plastonothus chalybaeus	5	55,5
Elater abdominalis	5	55,5
Epuraeopsis maculipennis	5	55,5
Accesorias		
Geniocremnus villosus	4	44,4
Acalles cinerascens	4	44,4
Lithraeus leguminarius	4	44,4
Cicadellidae sp 8	4	44,4
Phytocoris sp 4	4	44,4
Phytocoris irroratus	3	33,3
Anacantha sulcicollis	3	33,3
Xyletinus sp 5	3	33,3
Anobiopsis sp	3	33,3

Asociación con ciertas plantas de los bosques presentan especies de Minurus con Myrtaceae (Voss, 1951), *Berberidicola ater* con *Berberis* y *Trichophthalmus miltomerus* con *Blechnum*.

Otra conjunto de especies constantes o accesorias parecen características de la agrupación sur pero están presentes en el bosque de San Jerónimo, el más austral de la agrupación norte, donde tienen, aparentemente, su límite septentrional de distribución: *Orchesia* sp 1, *Dasytes haemarrhoidalis*, *Amecocerus subaeneus*, *Stictospilus darwini*, *Halticella atrocyanea* (asociada a *Fuchsia magellanica* según Jerez, 1988), *Neopsilorhinus collaris*, Coccidulini sp 1 y *Planois bimaculatus*. Esta situación puede ser testigo de condiciones climáticas pasadas, caracterizadas por mayor humedad, que habrían permitido la ampliación del rango de distribución de especies australes.

TABLA 5
ESPECIES CONSTANTES Y ACCESORIAS EXCLUSIVAS DE LA AGRUPACIÓN SUR

	N° de bosques	% de presencia
Constante		
Neopsilorhinus valdivianus	22	100,0
Aemalodera testacea	17	77,2
Scirtidae sp 4	16	72,7
Ericmodes sylvaticus	15	68,1
Scirtidae sp 2	14	63,6
Pomachilius sp	13	59,1
Mordella erythrura	13	59,1
Altica janthina	11	50,0
Cicadellidae sp 9	11	50,0
Cicadellidae sp 14	11	50,0
Accesorias		
Perilopsis flava	10	45,4
Berberidicola ater	10	45,4
Omoides flavipes	9	40,9
Dinocentrus asperatus	9	40,9
Protosialis chilensis	9	40,9
Tettigoniidae sp 2	9	40,9
Stenomela pallida	9	40,9
Trichophthalmus miltomerus	9	40,9
Cosmophyllum alivaceum	8	36,3
Miridae sp 7	8	36,3
Miridae sp 3	8	36,3
Miridae sp 2	8	36,3
Miridae sp 1	8	36,3
Tuxenella aff. bifasciata	8	36,3
Eurylomata picturata	8	36,3
Staphylinidae sp 6	8	36,3
Brachysternus viridis	8	36,3
Dasytes sp 2	8	36,3
Cixiidae sp 2	8	36,3
Aegorhinus superciliosus	8	36,3
Aegorhinus nodipennis	7	31,8
Metallactus ochripennis	7	31,8
Comperocoris roehneri	7	31,8
Phytocoris sp 1	7	31,8
Cercapidae sp	7	31,8
Aemalodera limbata	7	31,8
Sericoides viridis	7	31,8
Cicadellidae sp 19	7	31,8
Protopsilapha pyrrhoptera	6	27,2
Minurus testaceus	6	27,2
Cicadellidae sp 1	6	27,2
Cicadellidae sp 4	6	27,2
Phytocoris rubrescens	6	27,2
Flatidae sp	6	27,2
Deromecus grisescens	6	27,2
Chiliotis formosus	6	27,2
Mordella rufoaxilaris	6	27,2
Heliofugus sp 2	6	27,2
Aconopterus cristatipennis	6	27,2
Mylassa rubronotata	6	27,2

Dentro de la agrupación sur es posible distinguir sub-agrupaciones, las cuales a su vez, en el contexto del tipo vegetacional analizado, poseen elementos característicos; estas sub-agrupaciones, como se evidencia en los fenogramas, corresponden a bosques del área del Maule (O'Higgins a Maule), una zona centro-sur no claramente definida (Ñuble a Malleco) y el área valdiviana.

Sub-agrupación del Maule (9 bosques)
Con 5 especies constantes y 9 accesorias presentes en forma exclusiva en esta área (Tabla 6). Sin embargo, de ellas, *Diontolobus punctipennis* y *Anthicus melanurus* tienen registros en la precordillera de Santiago (Solervicens y González, 1993) y *Tillomorpha miymicaria* en zonas más australes (Cerda, 1986).

TABLA 6
ESPECIES CONSTANTES Y ACCESORIAS EXCLUSIVAS DE LA SUB-REGIÓN DEL MAULE

	N° de bosques	% de presencia
Constante		
Chiliotis formosus	6	66,6
Cicadellidae sp 1	6	66,6
Achilidae sp 2	5	55,5
Deromecus cervinus	5	55,5
Dictyneis asperatus	5	55,5
Accesorias		
Diontolobus punctipennis	4	44,4
Dasytes binotatus	4	44,4
Nemacerus incertus	4	44,4
Rhaphidophoridae sp	3	33,3
Notophorina areolata	3	33,3
Chiliotis sp	3	33,3
Anthicus melanurus	3	33,3
Tillomorpha miyrmicaria	3	33,3
Omoides humeralis azarae	3	33,3

La subregión se vincula nuevamente con la agrupación norte a través de una especie Constante, *Ptinus* sp 2, y dos accesorias: *Cicadellidae* sp 10 y *Gayus elegans*, las cuales tienen presencia accidental en dicha area. Las relaciones con la zona sur adyacente son más numerosas y se establecen a través de las especies constantes: *Dasytes* sp 2, Cixiidae sp 2, *Heliofugus* sp 2 y *Stenomela pallida* y las accesorias *Eucalus tessellatus*, Cicadellidae sp 19, *Homalotrichus striatus*, *Deromecus grisescens*, *Eurymetopum fulvipes* (que se extiende hasta Magallanes según Solervicens 1986), *Hyperaspis germaini*, *Metallactus ochripennis*, *Psathyrocerus fulvipes* y *Aegorhinus* sp.

Dentro de este conjunto cabe destacar a *Stenomela pallida*, especie que de acuerdo a Blanchard (1851, como *Apocinocera herbacea*) se encuentra asociada a Myrtaceae, algo comprobado en este estudio, la cual junto a *Aegorhinus* sp.constituyen casos bien definidos de endemismo de la zona del Maule y Centro-Sur.

Subagrupación Centro - Sur (bosques entre Bulnes y Ercilla)

Los fenogramas no separan claramente esta subagrupación cuyos bosques pueden presentar asociación con los del Maule o los valdivianos. De hecho su caracterización es díficil por la ausencia de elementos constantes exclusivos; más bien parece tratarse de una zona intermedia entre los sectores norte y sur adyacentes.

Subagrupación valdiviana (6 bosques de Cautín y Valdivia).

Se caracteriza por 8 especies constantes y 8 accesorias exclusivas (Tabla 7).

TABLA 7
ESPECIES CONSTANTES Y ACCESORIAS EXCLUSIVAS DE LA SUBAGRUPACIÓN VALDIVIANA

	N° de bosques	% de presencia
Constante		
Phytocoris rubrescens	6	100,0
Cixiidae sp 3	4	66,6
Tuxenella similaris	3	50,0
Aemalodera dentomaculata	3	50,0
Pyractonema sp 4	3	50,0
Hyponotum grandicolle	3	50,0
Mordella fumosa	3	50,0
Lasiophanes picinus	3	50,0
Accesorias		
Cicadellidae sp 17	2	33,3
Prepops circummaculata	2	33,3
Stenaparedra sp 2	2	33,3
Hemerobius sp 3	2	33,3
Staphylinidae sp 5	2	33,3
Scirtidae sp 6	2	33,3
Orchesia sp 2	2	33,3
Hydroptilidae sp 2	2	33,3

La subagrupación se vincula ampliamente con el resto de la agrupación sur a través de numerosas especies constantes en la zona valdiviana: *Cosmophyllum olivaceum*, Tettigoniidae sp 2, Cicadellidae spp 4, 9, 13 y 14, *Nabis faminei*, *Tuxenella* aff. *bifasciata*, Miridae spp 2 y 3, *Comperocoris roehneri*, *Aemalodera limbata*, Staphylinidae sp6, Scirtidae sp2, *Sericoides viridis*, *Pomachilius deromecoides*, *Pomachilius* sp, *Perilopsis flava*, *Ericmodes sylvaticus*, *Mordella erythrura*, *Mordella holosericea*, *Mordella abbreviata* y *Altica janthina* y un conjunto similar de elementos que tienen en ella presencia accesoria: Cercopidae sp, *Phytocoris marmoratus*, *Phytocoris* sp1, *Chileaia uretai*, Miridae sp1 y 7, *Protosialis chilensis*, *Aemalodera testacea*, *Dromius maculipennis*, *Anaspasis parallela*, *Hyponotum kraussei*, *Dysmorphocerus* sp7, *Mordella andina*, *Chenoderus testaceus*, *Trichophthalmus miltomerus*, *Minurus testaceus*, *Aegorhinus superciliosus*, *Omoides validus* y 2 especies de Limnephilidae.

Relaciones insecto - bosque

Considerando la génesis de los bosques de pantano, determinada por condiciones edáficas especiales y el eventual establecimiento de vegetales cuyas semillas son dispersadas por aves, y teniendo en cuenta la distribución de las especies de insectos encontradas, con cierto reemplazo a lo largo del gradiente latitudinal estudiado, no es posible hablar de una entomofauna exclusiva a ellos.

Sin embargo, algunas especies aparecen muy ligadas a estas formaciones por su dependencia con ciertas plantas típicas de la comunidad. En este sentido se cita la relación de representantes de *Neopsilorhinus* con Myrtaceae (Kuschel, 1952; Philippi, 1887), *Cranoryssus variegatus* con flores de mirtáceas (Germain, 1892), *Notophorina stigmaticalis* con *Luma apiculata* (Burckhardt, 1986, 1987b); esta última especie fue encontrada en este estudio asociada a *Luma chequen*. Para el caso de *Notophorina* se piensa que los hospederos primitivos habrían sido especies de Myrtaceae (Burckhardt, 1987b); esta condición se presenta, además, en otra de las especies encontradas, *N. eugeniae* (Kieffer y Herbst, 1911)

La misma relación con mirtáceas ha sido reconocida para *Minurus* (Voss, 1951) y para *Holopterus annulicornis* la cual se desarrolla en diversas especies de dicha familia (Barriga *et al.*, 1993). Un caso especial lo constituye *Stenomela pallida*, ya citado; los autores la han colectado en abundancia en ambientes de bosque de pantano en la región del Maule y hasta Ercilla, área en la cual parece endémica. Una situación similar se constató para *Aegorhinus* sp. en cuanto a asociación con mirtáceas, distribución y endemismo en la misma área; sin embargo, también se obtuvo un ejemplar en bosque de ruil (*Nothofagus alessandrii*) lo que hace dudar de su especificidad.

Como las especies de mirtáceas se distribuyen también en ambientes distintos al bosque de pantano, como áreas ribereñas de cursos del agua, es muy probable que sus insectos asociados también estén presentes en dichos ambientes. La experiencia de terreno de los autores ha reconocido esta situación para especies de *Neopsilorhinus*.

En asociación con otra tipo de plantas, Jerez (1988) cita *Halticella atrocyanea* desarrollándose en *Fuchsia magellanica* y, como se ha señalado, Kuschel (1952) menciona a *Omoides* en relación con *Azara*, ambas plantas presentes pero no exclusivas de bosque de pantano.

Otro conjunto de insectos muy diversificado y constante lo constituyen los que requieren de ambientes acuáticos para su desarrollo (Ephemeroptera, Plecoptera, Sialidae, Scirtidae y Trichoptera). Si bien algunos de ellos son comunes y abundantes en estas formaciones (Plecoptera y Scirtidae), deben encontrarse también en otros lugares diferentes que cumplan con los requerimientos de agua necesarios.

Se ha señalado que la mayoría de las especies presentes en los bosques de pantano no tendrían asociación estrecha con ellos, pudiendo encontrarse en otras formaciones. La información disponible permite confirmar esta situación para *Callideriphus laetus*, muy polífaga, teniendo desarrollo en diversas plantas del bosque esclerófilo y valdiviano (Barriga *et al.*, 1993); *Neohebestola humeralis*, que vive en *Aristotelia chilensis*, *Baccharis*

linearis, *Sophora macrocarpa*, entre otras (Barriga *et al.*, 1993); todas las especies de cléridos que pueden habitar, matorrales xerófilos y esclerófilos (*Epiclines*, algunos *Eurymetopum*, *Silviella*, *Natalis*, *Notocymatodera*, *Corinthiscus*, *Cregya* y *Solervicensia*) y bosques con *Nothofagus* (*Silviella*, *Eurymetomorphon*, varios *Eurymetopum*: Solervicens, 1980, 1986, 1991, 1992a). Sin embargo, algunas de estas especies, seguramente por su dependencia de la humedad, en la zona norte se encuentran muy asociadas a los bosques de pantano (*Eurymetopum eburneocinctum* y *Silviella nudatum*: Solervicens, 1987, 1992b), pero hacia el sur pierden esta especificidad.

Otro conjunto de especies en esta situación: *Cybocephalus chiliensis*, *Psathyrocerus pallipes*, *Myrmelachista hoffmani* y *Pseudomyrmex lynceus*, entre las constantes (Tabla 3) y *Alchisme rubrocostata*, *Eurylomata picturata*, *Callidula nigrofasciata*, *Byrrhodes bimaculatus*, *Stictospilus darwini*, *Eriopis connexa*, *Adalia deficiens*, *A. angulifera*, *Melanophthalma pilosa*, *Microcleptes araneus*, *Lithraeus elegans*, *Pachybrachis gayi*, *Omoides flavipes* y *Neomagdalis unicolor*, entre las accesorias, han sido encontradas también en matorral xerófilo y bosque esclerófilo (Solervicens y Elgueta, 1989; Solervicens *et al.*, 1991; Solervicens y González, 1993; Monrós, 1949). Para *Pseudomyrmex lynceus*, Snelling y Hunt (1976) señalan que es una especie arborícola ampliamente distribuida.

Finalmente, un número importante de insectos no son propios de las formaciones de pantano ya que están asociados a plantas típicas de otros ambientes o viven normalmente en situaciones diferentes y solo ocurren accidentalmente en los bosques estudiados. En este caso se encuentran especies de Tenebrionidae (Peña, 1966), Formicidae (Snelling y Hunt, 1976), Biturritidae (Linnavuori y De Long, 1978), Psylloidea (Burckhardt, 1986, 1987a-b, 1988), Bruchidae (Avendaño y Sáiz, 1978; Barriga, 1990, Bridwell, 1952; Elgueta Arriagada, 1989) Chrysomelidae (Jerez, 1991, Jerez y Berti, 1987; Zapata, 1970), Tingidae y Curculionidae (Elgueta, 1988, 1993).

CONCLUSIONES

La entomofauna de las bosques de pantano representa un conjunto muy diversificado de especies con predominancia de hemípteros y coleópteros.

Debido al caracter aislado de los bosques y a su origen a partir de una sucesión vegetacional, se estima que su poblamiento animal se habría producido a base de la fauna local o por desplazamiento de especies entre bosques según su capacidad de dispersión. De acuerdo a esto, la mayoría de los constituyentes serían generalistas que también habitan otras formaciones vegetacionales. Se reconoce, sin embargo, la presencia de un conjunto de especies calificadas como marcadoras por su tendencia a presentarse preferentemente en esta formación ya que tienen asociación con especies de mirtáceas. Finalmente, no se excluye la posibilidad de que algunas especies tengan un vínculo más estrecho con la formación vegetacional, lo que podrá ser aclarado con mayores estudios taxonómicos y registros.

Se constata una modificación latitudinal de la entomofauna que permite distinguir bosques del Norte Chico y V región, bosques de la zona del Maule y bosques de la zona de Valdivia, los cuales corresponden con las grandes divisiones bioclimáticas del territorio, apoyando la idea de la influencia del factor local en su composición.

Los bosques de la zona del Maule se destacan por su mayor riqueza de especies y abundancia de individuos lo que parece explicarse por su carácter transicional que les permitiría contar con elementos esclerófilos y valdivianos, además de elementos diferenciados a nivel local. Por su parte, los menores valores de estos parámetros en los bosques del Norte Chico y V región se explicarían por su aislamiento en una zona caracterizada por comunidades xerófilas que harían menos aportes de fauna.

La homogeneidad vegetacional y microclimática de los bosques de pantano y su estabilidad temporal, crean condiciones óptimas para el desarrollo de los insectos actuando, aparentemente, como concentradores de fauna proveniente de comunidades adyacentes. De esto se desprende la necesidad de proteger estas formaciones por su posible carácter de

reservorios en los cuales puede refugiarse y permanecer gran parte de la biota local amenazada por la modificación antrópica. Su ubicación en general en el fondo de quebradas y zonas bajas los excluye del reemplazo por bosques artificiales pero los deja expuestos, en cambio, al raleo, drenaje de suelos y actividad del ganado.

La conservación de estas comunidades resulta más urgente en la zona del Maule por el reemplazo acelerado del bosque nativo y por la presencia de especies endémicas de este sector.

AGRADECIMIENTOS

Al Fondo Nacional de Investigación Científica y Tecnológica (FONDECYT) por el apoyo económico otorgado a través del Proyecto 91 - 186 y el Proyecto 89 - 110 que permitió obtener la información de los bosques del norte del año 1989. Un especial reconocimiento a la Profesora Patricia Estrada por su valiosa y desinteresada colaboración en el procesamiento computacional de los datos. Agradecimiento al Sr. Andrés Alviña por la confección de las figuras.

LITERATURA CITADA

AVENDAÑO, V. y F. SAIZ. 1978. Estudios ecológicos sobre artrópodos concomitantes a *Acacia caven*. IV. Aspectos biológicos de *Pseudopachymerina spinipes* (Er.). Anales del Museo de Historia Natural de Valparaíso *11*: 81-88.

BARRIGA, J.E. 1990. Revisión de los brucos de importancia agricola y cuarentenaria en Chile (Coleoptera: Bruchidae). Memoria de Título Ing. Agr., Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Universidad de Chile.

BARRIGA, J. E.; T. CURKOVIC; T. FICHET; J. L. HENRÍQUEZ y I. MACAYA. 1993. Nuevos antecedentes de coleópteros xilófagos y plantas hospederas en Chile, con una recopilación de citas previas. Revista Chilena de Entomología, *20*: 65-91.

BENEDETTO, L. 1974. Clave para la determinación de los plecópteros sudamericanos. Studies an the Neotropical Fauna, *9*: 141-170.

BLANCHARD, C. E. 1851. Tetrameres. *En*: C. Gay (ed.), Historia Física y Política de Chile, Zoología, *2*: 285-558. Imprenta de Maulde et Renou, Paris.

BRIDWELL, J. C. 1952. Notes on Bruchidae affecting Anacardiaceae, including the description of a new genus. Journal of the Washington Academy of Sciences, *42*(4): 124-126.

BURCKHARDT, D. 1986. Biogeographie und Wirtspflanzenverhaltnisse der Psylliden (Homoptera, Psylloidea) der gemassigten und subantarktischen Neotropis. Mitteilungen der Schweizerischen Entomologischen Gesellschaft, *59*: 427-433.

BURCKHARDT, D. 1987a. Jumping plant lice (Homoptera: Psylloidea) of the temperate neotropical region. Part 1: Psyllidae (subfamilies Aphalarinae, Rhinocolinae and Aphalaroidinae). Zoological Journal of the Linnean Society, *89*: 299-392.

BURCKHARDT, D. 1987b. Jumping plant lice (Homoptera: Psylloidea) of the temperate neotropical region. Part 2: Psyllidae (subfamilies Diaphorininae, Acizziinae, Ciriacreminae and Psyllinae). Zoological Journal of the Linnean Society, *90*: 145-205.

BURCKHARDT, D. 1988. Jumping plant lice (Homoptera: Psylloidea) of the temperate neotropical region. Part 3: Calaphyidae and Triozidae. Zoological Journal of the Linnean Society, *92*: 115-191.

CERDA, M. 1986. Lista sistemática de los cerambícidos chilenos (Coleoptera: Cerambycidae). Revista Chilena de Entomología, *14*:29-39.

DI CASTRI, F. y E. HAJEK. 1976. Bioclimatología de Chile. Universidad Católica de Chile, Santiago.

ELGUETA D., M. 1988. Insectos epigeos de ambientes altomontanos en Chile Central: algunas consideraciones biogeográficas con especial referencia a Tenebrionidae y Curculionidae (Coleoptera). Boletín Museo Nacional de Historia Natural (Chile), *41*: 125-144.

EGUETA D., M. 1993. Las especies de Curculionoidea (Insecta: Coleoptera) de interés agrícola en Chile. Publicación Ocasional Museo Nacional de Historia Natural, (48): 1-79

ELGUETA, M. y G. ARRIAGADA. 1989. Estado actual del conocimiento de los coleópteros de Chile (Insecta: Coleoptera). Revista Chilena de Entomología, *17*: 5-60.

FERRIERE, F. 1982. Distribución, flora y ecología de los bosques pantanosos de mirtáceas en la región de Los Lagos, Chile. Tesis Fac. de Ciencias Forestales U. Austral de Chile, Valdivia.

GERMAIN, P. 1892. Notes sur les coléopteres du Chili. Renseignements et observations; descriptions d'especes nouvelles; rectifications; indications de synonymie. Actes de la Société Scientifique du Chili, *2*: 241-261.

JEREZ, V. 1988. Estados preimaginales y biología de *Lysathia atrocyanea* (Phil. y Phil., 1864) (Chrysomelidae: Alticinae). Boletin de la Sociedad de Biología de Concepción, *59*: 95-103.

JEREZ, V. 1991. El género *Dictyneis* Bali, 1865 (Coleoptera: Chrysomelidae:Eumolpinae). Taxonomía, distribución geográfica y descripción de nuevas especies. Gayana (Zool.), *55*(1): 31-52.

JEREZ, V. y N. BERTI. 1987. *Glyptascelis pulvinosus* (Blanchard, 1851), nueva combinación y redescripción de la especie (Chrysomelidae, Eumolpinae). Boletín de la Sociedad de Biología de Concepción, *58*: 89-93.

JEREZ, V.; D. LANFRANCO y B. ANDRADE. 1977. Aspectos ecológicas de los Ichneumonidos del bosque de Quintero. Anales del Museo de Historia Natural de Valparaíso, *10*: 161-168.

KIEFFER, J.J. y P. HERBST. 1911. Uber Gallen und Gallentiere aus Chile. Centralblatt fur Bakteriologie,

Parasitenkunde und Infektionskrankheiten, 2 Abt., *29*: 696-704.

KUMAR, R. 1974. A revision of world Acanthosamatidae (Heteroptera; Pentatomoidea): keys to and descriptions of subfamilies, tribes and genera, with designation of types. Australian Journal of Zoology Supplement, *34*:1-60.

KUSCHEL, G. 1952. Los Curculionidae de la Cordillera Chileno-Argentina (1ª. Parte) (Aporte 13 de Coleoptera Curculionidae). Revista Chilena de Entomología, *2*: 229-279.

LINNAVUORI, R.E. y D.M. DELONG. 1978. The treehopers (Homoptera: Membracidae) known to occur in Chile. Brenesia, *14/15*: 171-194.

LOBL, I, 1983. On the Scaphidiidae (Coleoptera) of Chile. Entomologischen Arbeiten aus dem Museum G. Frey, *31/32*: 161-168.

MONROS, F. 1949. Sobre la posición sistemática de algunos "Eupoda" dudosos (Col., Chrysomelidae). Acta Zoológica Lilloana, *7*: 545-574.

PEÑA, L. 1966. Catálogo de los Tenebrionidae (Coleoptera) de Chile. Entomologischen Arbeiten aus dem Museum G. Frey, *17*: 397-453.

PHILIPPI, F. 1887. Catálogo de los coleópteros de Chile. Anales de la Universidad de Chile. *71*: 619-806.

RAMIREZ, C.; F. FERRIERE y H. FIGUEROA. 1983. Estudio fitosociológico de los bosques pantanosos templados del sur de Chile. Revista Chilena de Historia Natural, *51*: 11-26.

SAN MARTIN, J.; A. TRONCOSO y C. RAMIREZ. 1988. Estudio fitosociológico de los bosques pantanosos nativos de la cordillera de la costa en Chile Central. Bosque, *9*(1): 17-33.

SAN MARTIN, J.; A. TRONCOSO; C. RAMIREZ; C. SAN MARTIN y A. DUARTE. 1990. Estudio florístico y vegetacional de los bosques pantanosos nativos de la cordillera costera entre los ríos Rapel y Mataquito, Chile Central. Rev. Geográfica Terra Australis, *33*: 103-128.

SNELLING, R.R. y J.H. HUNT. 1976. The ants of Chile (Hymenoptera: Formicidae). Revista Chilena de Entomología, *9*: 63-129. (1975).

SOLERVICENS, J. 1973. Coleópteros del bosque de Quintero. Anales Museo de Historia Natural de Valparaíso, *6*: 131-159.

SOLERVICENS, J. 1980. Composición taxonómica y consideraciones ecológicas biogeográficas de los cléridos (Coleoptera: Cleridae) del Parque Nacional La Campana V región. Anales del Museo de Historia Natural de Valparaíso, *13*: 227-237.

SOLERVICENS, J. 1986. Revisión taxonómica del género *Eurymetopum* Blanchard, 1844 (Coleoptera: Cleridae: Phyllobaeninae). Acta Entomológica Chilena, *13*: 11-120.

SOLERVICENS, J. 1987. *Silviella*, nueva género de Phyllobaeninae (Coleoptera: Cleridae) de la parte meridional de América del sur. Acta Entomológica Chilena, *14*: 25-40.

SOLERVICENS, J. 1991. Revisión del género *Eurymetomorphon* Pic, 1950 (Coleoptera: Cleridae: Clerinae). Acta Entomológica Chilena, *16*: 29-36.

SOLERVICENS, J. 1992a. Observaciones sobre la biología de *Corinthiscus denticollis* (Spinola, 1849) (Coleoptera: Cleridae: Enopliinae) y descripción de los estados juveniles. Acta Entomológica Chilena, *17*: 225-233. 1

SOLERVICENS, J. 1992b. Variación geográfica en *Eurymetopum eburneocinctum* (Spinola, 1849) (Coleoptera: Cleridae), descripción de subespecies y consideraciones biogeográficas. Acta Entomológica Chilena, *17*: 81-93.

SOLERVICENS, J. y M. ELGUETA. 1989. Entomofauna asociada al material costero del Norte Chico. Acta Entomológica Chilena, *15*: 91-122.

SOLERVICENS, J.; P. ESTRADA y M. MARQUEZ. 1991. Observaciones sobre entomofauna de suelo y follaje en la Reserva Nacional Río Clarillo Región Metropolitana Chile. Acta Entomológica Chilena, *16*: 161-182.

SOLERVICENS, J. y C. GONZALEZ. 1993. Coleoptera de la Reserva Nacional Río Clarillo (Chile Central) capturados con trampa Malaise. Acta Entomológica Chilena, *18*: 53-63

VILLAGRAN, C. 1982. Estructura florística e historia del bosque pantanoso de Quintero (Chile, V región) y su relación con las comunidades relictuales de Chile Central y Norte Chico. Tercer Congreso geológico chileno, Concepción.

VOSS, E. 1951. Ueber einige Rhynchitinen der chilenischen fauna (Coleoptera: Curculionidae) (116. Beitrag zur Kenntnis der Curculioniden). Revista Chilena de Entomología, *1*: 175-185.

WERNER, F.G. 1975. 14 review of the chilean Anthicidae (Coleoptera). Revista Chilena de Entomología, *8*: 27-34 (1974).

ZAPATA, S. 1970. Biología de *Plagiodera erythroptera* Blanchard (Coleoptera: Chrysomelidae). Publicaciones del Centro de Estudios Entomológicos, Universidad de Chile, *10*: 57-63.

ANEXO 1
LOCALIDADES DE MUESTREO

Localidad (de Norte a Sur)		Provincia	Latitud W	Longitud S	Altitud m s n m
1.	EL BATO, Illapel	Choapa	31° 34'	70° 52'	960
2.	El ÑAGUE, Los Vilos	Choapa	31° 55'	71° 31'	30
3.	AGUA AMARILLA, Los Vilos	Choapa	31° 55'	71° 31'	100
4.	QUEREO, Los Vilos	Choapa	31° 56'	71° 31'	25
5.	PALO COLORADO, Quilimarí	Choapa	32° 04'	71° 29'	100
6.	LOS CRISTALES, Tilama	Choapa	32° 05'	71° 10'	690
7.	LA CANELA, Longotoma	Petorca	32° 21'	71° 19'	200
8.	QUINTERO, Quintero	Valparaíso	32° 47'	71° 32'	50
9.	SAN JERONIMO, Casablanca	Valparaíso	33° 21'	71° 28'	370
10.	TANUME, Pichilemu	Cardenal Caro	34° 12'	71° 57'	340
11.	PIEDRAS NEGRAS, Hualañe	Curicó	34° 58'	71° 48'	400
12.	EL RADAL, Molina	Curicó	35° 24'	71° 02'	450
13.	LA VEGA, Agua Buena	Talca	35° 17'	72° 09'	230
14.	CANELILLOS, Carrizal	Talca	35° 13'	72° 17'	470
15.	RARI, Empedrado	Talca	35° 38'	72° 24'	290
16.	PELLUHUE, Pelluhue	Cauquenes	35° 49'	72° 35'	20
17.	CANELILLOS, Chovellén	Cauquenes	35° 50'	72° 12'	400
18.	LA VEGA, Parral	Linares	36° 08'	71° 49'	160
19.	BULNES, Bulnes	Ñuble	36° 44'	72° 18'	100
20.	LA FLORIDA, La Florida	Concepción	36° 49'	72° 40'	250
21.	COLLICO NORTE, Concepción	Concepción	36° 49'	72° 43'	250
22.	SAN JOSE DE COLICO, Curanilahue	Arauco	37° 28'	73° 21'	100
23.	PELECO, Lanalhue	Arauco	37° 53'	73° 25'	50
24.	MININCO, Collipulli	Malleco	37° 57'	72° 26'	250
25.	LOS ALAMOS, Ercilla	Malleco	38° 04'	72° 22'	350
26.	QUEPE, Quepe	Cautín	38° 52'	72° 37'	50
27.	LOS NIRRES, Pitrufquén	Cautín	38° 59'	72° 38'	50
28.	PANAM KM 737, Loncoche	Cautín	39° 21'	72° 39'	200
29.	SALTO DE AGUA, Lanco	Valdivia	39° 24'	72° 53'	200
30.	LINGUENTO, Valdivia	Valdivia	39° 43'	72° 52'	45
31.	CHAUQUEN, Panguipulli	Valdivia	39° 41'	72° 18'	136

ANEXO 2
LISTADO DE ESPECIES, PRESENCIA Y ABUNDANCIA EN LOS 31 BOSQUES

		PRESENCIA	%	ABUNDANCIA	%
EPHEMEROPTERA					
	sp. 1	3	9,67	3	0,0285
	sp. 2	4	12,9	6	0,0571
	sp. 3	1	3,22	1	0.0095
	sp. 4	1	3,22	1	0,0095
PLECOPTERA					
Gripopterygidae					
Limnoperla	*jaffueli* (Navas)	17	54,8	121	1.1518
Gen.	sp. 1	1	3,22	1	0.0095
Gen.	sp. 2	2	6,45	5	0.0475
Notonemouridae					
Neonemura	sp.	17	54,8	66	0,6282
ORTHOPTERA					
Gryllacrididae					
Leiomelus	sp.	2	6,45	2	0,0190
Rhaphidophoridae					
	sp.	3	9,67	3	0,0285
Tettigoniidae					
Cosmophyllum	*pallidulum* Bl.	14	45,1	19	0,1808
Cosmophyllum	*olivaceum* Bl.	8	25,8	11	0,1047
Stenophyllia	*modesta* (Bl.)	3	9,67	16	0,1523
Coryphoda	*albidicollis* (Bl.)	1	3,22	1	0,0095
Gen.	sp. 1	2	6,45	4	0,0380
Gen	sp. 2	9	29,0	18	0,1713
Gryllidae					
	sp.	5	16,1	8	0,0761
Proscopiidae					
Astroma	*striatum* (Bl.)	1	3,22	1	0,0095
Hybusa	sp.	1	3,22	2	0,0190
Acrididae					
Antandrus	*viridis* (Bl.)	1	3,22	1	0,0095
PHASMATODEA					
Pseudophasmatidae					
Bacunculus	*phyllopus* (Gray)	13	41,9	15	0,1427
HEMIPTERA					
Psyllidae					
Connectopelma	*dimorpha* Burckhardt	3	9,67	70	0,6663
Connectopelma	*liturata* Bl.	1	3,22	1	0,0095
Notophorina	*areolata* (Bl.)	3	9,67	6	0,0571
Notophorina	*eugeniae* (Kieffer & Herbst)	1	3,22	1	0,0095
Notophorina	*stigmaticallis* (Bl.)	14	45,1	104	0,9900
Notophorina	sp.	1	3.22	1	0,0095
Calophyidae					
Calophya	*rubra* (Bl.)	1	3,22	1	0,0095
Triozidae					
Trioza	sp. 1	8	25,8	51	0,4854
Trioza	sp. 2	16	51,6	60	0,5711
Trioza	*miltosoma* (Bl.)	9	29,0	63	0.5997
Aleyrodidae					
	sp. 1	1	3,22	6	0,0571
	sp. 2	1	3,22	1	0,0095

Margarodidae					
Icerya	*purchasi* Maskell	1	3,22	1	0,0095
Gen.	sp. 1	2	6,45	2	0,0190
Cicadidae					
Tettigades	*ulnaria* Distant	1	3,22	1	0,0095
Cercopidae					
	sp.	7	22,5	34	0,3236
Cicadellidae					
	sp.1	6	19,3	27	0,2570
	sp.2	11	35,4	20	0,1903
	sp.3	2	6,45	2	0,0190
	sp.4	6	19,3	23	0,2189
	sp.5	9	29,0	42	0,3998
	sp.6	2	6,45	3	0,0285
	sp.8	4	12,9	13	0,1237
	sp.9	11	35,4	50	0.4759
	sp.10	5	16,1	7	0,0666
	sp.11	3	9,67	3	0,0285
	sp.12	1	3,22	2	0,0190
	sp.13	4	12,9	8	0,0761
	sp.14	11	35,4	33	0,3141
	sp.15	1	3,22	2	0,0190
	sp.16	1	3,22	5	0,0475
	sp.17	2	6,45	3	0.0255
	sp.18	1	3,22	1	0,0095
	sp.19	7	22,5	11	0,1047
	sp.20	1	3,22	1	0,0095
Membracidae					
Alchisme	*rubrocostata* (Bl.)	8	25,8	42	0,3998
Holdgatella	*chepuensis* Evans	1	3,22	1	0,0095
Biturritidae					
Melizoderes	*osborni* (Funkhouser)	21	67,7	94	0,8948
Melizoderes	*variegatus* (Funkhouser)	17	54,8	82	0,7805
Delphacidae					
	sp. 1	1	3,22	1	0,0095
	sp. 2	1	3,22	1	0,0095
	sp. 3	1	3,22	3	0,0285
	sp. 4	1	3,22	1	0,0095
Cixiidae					
	sp. 1	2	6,45	13	0,1237
	sp. 2	8	25,8	44	0,4188
	sp. 3	4	12,9	7	0,0666
	sp. 4	1	3,22	1	0,0095
	sp. 5	1	3,22	1	0,0095
	sp. 6	1	3,22	1	0,0095
	sp. 9	1	3,22	1	0,0095
Achilidae					
	sp. 1	11	35,4	18	0,1713
	sp. 2	5	16,1	21	0,1999
	sp. 3	4	12,9	14	0,1332
	sp. 4	1	3,22	2	0,0190
Dictyopharidae					
	sp. 1	1	3,22	1	0.0095
	sp. 2	2	6,45	2	0,0190
	sp. 3	1	3,22	1	0,0095
Issidae					
	sp. 1	1	3,22	1	0,0095
	sp. 2	5	16,1	16	0,1523
Flatidae					
	sp.	6	19,3	21	0,1999

Saldidae					
	sp.	1	3,22	1	0,0095
Anthocoridae					
	sp. 1	3	9,67	4	0.0380
	sp. 2	2	6,45	4	0,0380
	sp. 3	1	3,22	8	0,0761
Lyctocoris	*campestris* (F.)	2	6,45	3	0,0285
Macrotrachelia	*conica* (Bl.)	1	3,22	1	0,0095
Nabidae					
Nabis	*punctipennis* Bl.	9	29,0	22	0,2094
Nabis	*faminei* Stal	4	12,9	17	0,1618
Miridae					
Eurylomata	*picturata* (Bl.)	8	25,8	31	0,2950
Prepops	*circummaculata* (Stal)	2	6,45	14	0,1332
Stenoparedra	sp. 1	1	3,22	2	0,0190
Stenoparedra	sp. 2	2	6,45	11	0,1047
Stenoparedra	sp. 3	1	3,22	1	0,0095
Stenodema	*dohrni* (Stal)	1	3,22	1	0,0095
Tuxenella	*fasciolaris* (Bl.)	1	3,22	1	0,0095
Tuxenella	sp. 1	1	3,22	1	0,0095
Tuxenella	sp. 2	1	3,22	1	0,0095
Tuxenella	sp. 3	1	3,22	1	0,0095
Tuxenella	sp. 4	3	9,67	6	0.0571
Tuxenella	aff. *bifasciata* C. & D.	8	25,8	16	0.1523
Tuxenella	*similaris* C. & D.	3	9,67	7	0.0666
Dicyphus	*cucurbitaceus* (Spin.)	1	3,22	2	0,0190
Hyalodes	sp.	7	22,5	32	0,3046
Phytocoris	*irroratus* Bl.	2	6,45	4	0,0380
Phytocoris	*obsoletus* Bl.	12	38,7	40	0,3807
Phytocoris	*marmoratus* Bl.	5	16,1	9	0,0856
Phytocoris	*rubrescens* Bl.	6	19,3	26	0,2475
Phytocoris	sp. 1	7	22,5	65	0,6187
Phytocoris	sp. 3	3	9,67	3	0.0285
Phytocoris	sp. 4	4	12,9	52	0,4950
Chileaia	*uretai* Carvalho	4	12,9	4	0,0380
Gen.	sp. 1	8	25,8	16	0,1523
Gen.	sp. 2	8	25,8	61	o,5806
Gen.	sp. 3	8	25,8	54	0,5140
Gen.	sp. 4	13	41,9	83	0,7900
Gen.	sp. 5	8	25,8	37	0,3522
Gen.	sp. 6	2	6,45	4	0,0380
Gen.	sp. 7	8	25,8	45	0,4283
Gen.	sp. 8	1	3,22	2	0,0190
Tingidae					
Stenocader	*tingidoides* (Spin.)	5	16,1	26	0,2475
Phymatidae					
Phymata	*elongata* Sign.	1	3,22	1	0,0095
Phymata	*nervosopunctata* Sign.	1	3,22	1	0,0095
Reduviidae					
Emesinae	sp. 1	1	3,22	1	0,0095
Emesinae	sp. 2	1	3,22	1	0,0095
Aradidae					
Isodermus	*gayi* (Spin.)	1	3,22	5	0,0475
Lygaeidae					
Nysius	*ericae* (Schill.)	1	3,22	2	0,0190
Syzygites	*poecilus* (Spin.)	8	25,8	44	0,4188
Rhaptus	*quadricollis* (Spin.)	1	3,22	1	0,0095
Ischnodemus	*gayi* (Spin.)	1	3,22	1	0,0095
Ischnodemus	*agilis* (Spin.)	3	9,67	23	0.2189
Geocoris	*sobrinus* (Bl.)	2	6,45	8	0,0761
Bergidia	*polychroma* (Spin.)	20	64,5	80	0,7615
Bergidia	*atrata* Ashlock	2	6,45	3	0,0285

Coreidae					
Leptoglossus	*chilensis* (Spin.)	1	3,22	4	0,0380
Margus	sp.	2	6,45	3	0,0285
Rhopalidae					
Arhyssus	*tricostatus* (Spin.)	1	3,22	3	0,0285
Liorhyssus	*hyalinus* (F.)	1	3,22	1	0,0095
Acanthosomatidae					
Planois	*bimaculatus* Sign.	7	22,5	13	0,1237
Ditomotarsus	*punctiventris* Spin.	12	38,7	57	0,5425
Sniploa	*obsoleta* Sign.	1	3,22	1	0,0095
Acrophyma	*impluviata* (Bl.)	21	67,7	111	1,0566
Phorbanta	*variabilis* (Sign.)	4	12,9	10	0,0951
Scutelleridae					
Missipus	*variabilis* (Spin.)	1	3,22	1	0.0095
Pentatomidae					
Comperocoris	*roehneri* (Philippi)	7	22,5	7	0,0666
Podisus	*nigrolimbatus* (Spin.)	7	22,5	14	0,1332
Acrosternum	*apicicornis* (Spin.)	4	12,9	18	0,1713
MEGALOPTERA					
Sialidae					
Protosialis	*chilensis* McLach.	9	29,0	19	0,1808
NEUROPTERA					
Coniopterygidae					
Gen	sp.	5	16,1	5	0,0475
Hemerobiidae					
Hemerobius	sp. 1	13	41,9	21	0,1999
Hemerobius	sp. 2	1	3,22	1	0,0095
Hemerobius	sp. 3	2	6,45	2	0,0190
Gayomyia	*falcata* (Bl.)	4	12,9	5	0,0475
Megalomus	*stangei* Gonz.	2	6,45	2	0,0190
Megalomus.	*nigratus* (Navás)	2	6,45	3	0,0285
COLEOPTERA					
Carabidae					
Monolobus	*testaceus* Sol.	1	3,22	1	0,0095
Aemalodera	*testacea* Jeannel	17	54,8	68	0,6473
Aemalodera	*limbata* Sol.	7	22,5	24	0,2284
Aemalodera	*dentomaculata* Sol.	3	9,67	14	0,1332
Trechisibus	sp.	1	3,22	1	O,0095
Metius	*flavipes* (Dejean)	1	3,22	1	0,0095
Metius	sp.	1	3,22	1	0,0095
Agorum	sp.	1	3,22	1	0,0095
Bradycellus	sp.	1	3,22	1	0,0095
Lebia	*azurea* Sol.	5	16,1	7	0,0666
Euproctinus	*fasciatus* (Sol.)	4	12,9	5	0,0475
Callidula	*nigrofasciata* (Sol.)	13	41,9	71	0,6758
Mimodromites	*nigrotestaceus* (Sol.)	7	22,5	15	0,1427
Mimodromites	*guttula* (Sol.)	1	3,22	1	0,0095
Dromius	*maculipennis* Sol.	3	9,67	7	0,0666
Dromius	*sulcatulus* Sol.	4	12,9	7	0.0666
Dromius	*rugulosus* Mateu	4	12,9	5	0,0475
Hydrophilidae					
Enochrus	sp.	2	6,45	2	0,0190
Leiodidae					
Eupelates	*transversestrigosus* (F. & G.)	1	3,22	1	0,0095
Staphylinidae					
Baeocera	*atricollis* Pic	1	3,22	1	0,0095
Baeocera	*nonguensis* Löbl.	1	3,22	1	0,0095
Homalotrichus	*striatus* Sol.	4	12,9	7	0,0666
Homalotrichus	sp.	1	3,22	1	0,0095

Thinodromus	sp.	1	3,22	1	0,0095
Anotylus	sp.	1	3,22	1	0,0095
Cheilocolpus	sp. 1	1	3,22	3	0,0285
Cheilocolpus	sp. 2	1	3,22	1	0,0095
Loncovilius	sp.	1	3,22	1	0,0095
Loncovilius	*discoideus* (F. & G.)	2	6,45	2	0,0190
Gen.	sp. 1	1	3,22	1	0,0095
Gen.	sp. 2	1	3,22	1	0.0095
Gen.	sp. 3	3	9,67	3	0,0285
Gen.	sp. 4	13	41,9	78	0.7425
Gen.	sp. 5	2	6,45	7	0,0666
Gen.	sp. 6	8	25,8	66	0,6282
Gen.	sp. 7	1	3,22	1	0,0095
Gen.	sp. 8	1	3,22	3	0,0285
Gen.	sp. 9	2	6,45	3	0,0285
Gen.	sp. 10	2	6,45	6	0,0571
Gen.	sp. 11	1	3,22	1	0,0095
Gen.	sp. 12	1	3,22	1	0,0095
Gen.	sp. 13	2	6,45	3	0,0285
Gen.	sp. 14	1	3,22	1	0,0095
Pselaphidae					
	sp.	1	3,22	1	0,0095
Scirtidae					
	sp. 1	20	64,5	119	1,1327
	sp. 2	14	45,1	102	0,9709
	sp. 3	5	16,1	5	0,0475
	sp. 4	16	51,6	181	1,7229
	sp. 5	27	87,0	275	2,6178
	sp. 6	2	6,45	16	0,1523
	sp. 7	19	61,2	92	0,8757
	sp. 8	8	25,5	21	0,1999
	sp. 9	5	16,1	38	0,3617
	sp. 10	1	3,22	1	0.0095
	sp. 11	1	3,22	2	0,0190
	sp. 12	1	3,22	1	0,0095
	sp. 13	3	9,67	7	0,0666
Lucanidae					
Sclerostomus	*cucullatus* (Bl.)	1	3,22	1	0,0095
Glaphyridae					
Lichnia	sp.	2	6,45	3	0,0285
Scarabaeidae					
Sericoides	*variegatus* (Germ.)	3	9,67	1	0,0666
Sericoides	*viridis* (Sol.)	7	22,5	38	0,3617
Sericoides	sp.	1	3,22	1	0,0095
Brachysternus	*viridis* Sol.	8	25,8	20	0,1903
Brachysternus	*spectabilis* Erich.	1	3,22	1	0,0095
Brachysternus	*prassinus* Guérin	2	6,45	4	0,0350
Barchysternus	sp.	2	6,45	4	0,0380
Hylamorpha	*elegans* (Burm.)	6	19,3	20	0,1903
Buprestidae					
Mastogenius	*sulcicollis* Phil. & Phil.	4	12,9	14	0,1332
Anthaxia	*concinna* Mannh.	7	22,5	14	0,1332
Anthaxia	*cordillera* Obenb.	1	3,22	1	0,0095
Cylindrophora	*verecunda* (Erich.)	1	3,22	1	0,0095
Agrilus	*thoracicus* L. & G.	1	3,22	1	0,0095
Elateridae					
Dilobitarsus	*vitticollis* (F. & G.)	1	3,22	1	0,0095
Anacantha	*sulcicollis* Sol.	3	9,67	5	0,0475
Candanius	*gracillimus* (Cand.)	1	3,22	3	0,0285
Bedresia	*impressicollis* Sol.	1	3,22	1	0,0095
Ischnodes	*reedi* (Cand.)	1	3,22	1	0,0095
Deromecus	*angustatus* Sol.	2	6,45	4	0,0380

Deromecus	*attenuatus* Sol.	4	12,9	7	0,0666
Deromecus	*cervinus* Cand.	5	16,1	39	0,3712
Deromecus	*vittipennis* Cand.	5	16,1	9	0,0856
Deromecus	*pallipes* (Sol.)	2	6,45	6	0,0571
Deromecus	*melanurus* Fleut.	3	9,67	6	0,0571
Deromecus	*inops* Cand.	3	9,67	4	0,0380
Deromecus	*debilis* Cand.	1	3,22	1	0,0095
Deromecus	*collaris* Sol.	2	6,45	2	0,0190
Deromecus	*filicornis* Sol.	19	61,2	197	1,8752
Deromecus	*fulvus* Fleut	5	16,1	9	0,0856
Deromecus	*germaini* Fleut	11	35,4	52	0,4950
Deromecus	*grisescens* Cand.	6	19,3	38	0,3617
Deromecus	sp. 1	1	3,22	2	0,0190
Deromecus	sp. 2	3	9,67	4	0,0350
Podonema	*impressa* Sol.	1	3,22	11	0,1047
Pomachilius	*deromecoides* (Schw.)	5	16,1	26	0.2475
Pomachilius	sp.	13	41,9	39	0,3712
Medonia	*punctatosulcata* (Sol.)	2	6,45	9	0,0856
Medonia	*truncatipennis* Fleut	1	3,22	1	0,0095
Medonia	sp.	1	3,22	2	0,0190
Agriotes	sp. 1	2	6,45	4	0,0380
Agriotes	sp. 2	1	3,22	2	0,0190
Elater	*abdominalis* (Sol.)	5	16,1	12	0,1142
Anaspasis	*parallela* (Sol.)	3	9,67	4	0,0380
Gen.	sp. 1	2	6,45	4	0,0300
Gen.	sp. 2	1	3,22	5	0,0475
Trixagidae					
	sp.	1	3,22	1	0,0095
Eucnemidae					
Phanerochroeus	*australis* Cobos	1	3,22	1	0,0095
Lampyridae					
Pyractonema	*compressicorne* Sol.	3	9,67	15	0,1427
Pyractonema	sp. 1	1	3,22	2	0.0190
Pyractonema	sp. 2	5	16,1	26	0,2475
Pyractonema	sp. 3	1	3,22	2	0,0190
Pyractonema	sp. 4	3	9,67	5	0,0475
Pyractonema	sp. 5	3	9,67	9	0,0856
Pyractonema	sp. 6	2	6,45	5	0,0475
Pyractonema	sp. 7	1	3,22	2	0,0190
Pyractonema	sp. 8	1	3,22	4	0,0380
Pyractonema	sp. 9	1	3,22	1	0,0095
Pyractonema	sp. 10	3	9,67	12	0,1142
Pyractonema	sp. 11	1	3,22	1	0,0095
Pyractonema	sp. 12	2	6,45	2	0,0190
Cantharidae					
Cantharis	*flavescens* (F.Phil)	1	3,22	4	0,0380
Hyponotum	*collaris* (Sol.)	10	32,2	48	0,4569
Hyponotum	*kraussei* (F.Phil)	4	12,9	20	0,1903
Hyponotum	*solieri* (Pic)	4	12,9	9	0,0856
Hyponotum	*grandicolle* (Pic)	3	9,67	9	0,0856
Plectonotum	*pyrocephalum* (Sol.)	2	6,45	3	0,0285
Plectonotum	*frontale* (Pic)	2	6,45	2	0,0190
Dysmorphocerus	sp. 1	1	3,22	2	0,0190
Dysmorphocerus	sp. 2	3	9,67	6	0,0190
Dysmorphocerus	sp. 3	1	3,22	3	0,0190
Dysmorphocerus	sp. 4	1	3,22	2	0,0190
Dysmorphocerus	sp. 5	2	6,45	20	0,1903
Dysmorphocerus	sp. 6	2	6,45	6	0,0571
Dysmorphocerus	sp. 7	3	9,67	13	0,1237
Dysmorphocerus	sp. 8	1	3,22	1	0,0095
Chauliognathus	*variabilis* (Sol.)	6	19,3	34	0,3236
Chauliognathus	*gracilis* (F. Phil.)	4	12,9	5	0,0475

Chauliognatus	*reedi* Pic	1	3,22	2	0,0190
Dermestidae					
Trogoderma	*rubiginosum* (Sol.)	1	3,22	1	0,0095
Trogoderma	*angustum* (Sol.)	1	3,22	1	0,0095
Trogoderma	*vicinum* (Sol.)	1	3,22	1	0,0095
Trogoderma	sp. 1	2	6,45	3	0,0285
Trogoderma	sp. 2	1	3,22	1	0,0095
Bostrichidae					
Dexicrates	*robustus* (Bl.)	1	3,22	1	0,0095
Lyctus	sp.	1	3,22	1	0,0095
Anobiidae					
Microzogus	sp.	6	19,3	8	0,0761
Ernobius	sp.	2	6,45	6	0,0571
Anobiopsis	sp.	3	9,67	3	0,0285
Hadrobregmus	sp.	2	6,45	3	0,0285
Xyletinus	sp. 1	3	9,67	3	0,0285
Xyletinus	sp. 2	2	6,45	2	0,0190
Xyletinus	sp. 3	2	6,45	4	0,0380
Xyletinus	sp. 4	1	3,22	1	0,0095
Xyletinus	sp. 5	3	9,67	10	0,0951
Xyletomerus	sp. 1	3	9,67	5	0,0475
Xyletomerus	sp. 2	1	3,22	1	0,0095
Calymmaderus	*capucinus* Sol.	9	29,0	23	0,2189
Calymmaderus	*grandis* Phil. & Phil.	1	3,22	1	0,0095
Calymmaderus	*sublineatus* (Pic)	3	9,67	7	0,0666
Stichtoptychus	*obsoletus* White	7	22,5	13	0,1237
Stichtoptychus	*tenuivittatus* White	6	19,3	9	0,0856
Stichtoptychus	*homalus* White	1	3,22	3	0,0285
Dorcatominae	sp.	1	3,22	2	0,0190
Caenocara	*nigra* (Phil. & Phil.)	2	6,45	4	0,0380
Caenocara	*humerale* White	1	3,22	1	0,0095
Caenocara	*discoidale* (Pic)	2	6,45	2	0,0190
Byrrhodes	*bimaculatus* (Phil. & Phil.)	11	35,4	17	0,1618
Byrrhodes	sp.	1	3,22	1	0,0095
Ptinidae					
Ptinus	sp. 1	1	3,22	1	0,0095
Ptinus	sp. 2	7	22,5	8	0,0761
Ptinus	sp. 3	1	3,22	3	0,0285
Ptinus	sp. 4	1	3,22	1	0,0095
Peltidae					
Diontolobus	*punctipennis* Sol.	4	12,9	5	0,0475
Diontolobus	sp. 1	3	9,67	4	0,0380
Diontolobus	sp. 2	2	6,45	3	0,0285
Diontolobus	sp. 3	1	3,22	1	0,0095
Diontolobus	sp. 4	1	3,22	1	0,0095
Diontolobus	sp. 5	7	22,5	12	0,1142
Diontolobus	sp. 6	1	3,22	1	0,0095
Trogossitidae					
Acalanthis	*quadrisignata* Er.	1	3,22	5	0.0475
Cleridae					
Silviella	*nudatum* (Spin.)	18	58,0	67	0,6377
Eurymetopum	*eburneocinctum* (Spin.)	18	58,0	170	1,6182
Eurymetopum	*maculatum* Bl.	1	3,22	2	0.0190
Eurymetopum	*prasinum* (Spin.)	3	9,67	12	0,1142
Eurymetopum	*semiprasinum* (Chevr.)	10	32,2	26	0,2475
Eurymetopum	*fulvipes* Bl.	4	12,9	7	0,0666
Eurymetopum	*semirufum* (F. & G.)	2	6,45	2	0,0190
Eurymetopum	*modestum* (Phil. & Phil.)	1	3,22	1	0,0095
Eurymetopum	*longulum* (Spin.)	9	29,0	44	0,4188
Epiclines	*basalis* Bl.	3	9,67	7	0,0666
Natalis	*impressus* (Spin.)	1	3,22	2	0,0190
Natalis	*punctipennis* Germ.	1	3,22	1	0,0095

Natalis	*laplacii* Cast.	2	6,45	2	0,0190
Eurymetomorphon	*biguttatus* Solerv.	1	3,22	1	0,0095
Notocymatodera	*modesta* (Spin.)	2	6,45	7	0,0666
Corinthiscus	*denticollis* (Spin.)	2	6,45	3	0,0285
Cregya	*variipennis* (Spin.)	1	3,22	2	0,0190
Solervicensia	*ovata* (Spin.)	16	51,6	79	0,7520
Melyridae					
Dasytes	*luteus* Sol.	2	6,45	5	0,0475
Dasytes	*tibialis* Sol.	2	6,45	3	0,0285
Dasytes	*binotatus* Sol.	4	12,9	6	0,0571
Dasytes	*derbesi* Sol.	1	3,22	1	0,0095
Dasytes	*haemorrhoidalis* Sol.	11	35,4	54	0,5140
Dasytes	sp. 1	10	32,2	50	0,4759
Dasytes	sp. 2	8	25,8	46	0,4378
Dasytes	sp. 3	1	3,22	1	0,0095
Dasytes	sp. 4	2	6,45	2	0,0190
Dasytes	sp. 5	1	3,22	2	0,0190
Amecocerus	*subaeneus* Sol.	9	29,0	45	0,4283
Amecocerus	sp.	2	6,45	8	0,0761
Astylus	*trifasciatus* Guérin	1	3,22	1	0,0095
Arthrobrachus	*nigromaculatus* Sol.	1	3,22	11	0,1047
Arthrobrachus	sp. 2	1	3,22	1	0,0095
Arthrobrachus	sp. 3	1	3,22	1	0,0095
Brachidia	sp.	1	3,22	1	0,0095
Nitidulidae					
Cybocephalus	*chiliensis* Reitter	23	74,1	72	0,6853
Nitidula	*complanata* Germ.	2	6,45	11	0,0190
Cryptarcha	*lineola* Erich.	2	6,45	2	0,0190
Epuraeopsis	*maculipennis* Sol.	5	16,1	16	0,1523
Perilopsis	*flava* Reitter	10	32,2	22	0,2094
Gen.	sp.	3	9,67	18	0,1713
Cucujidae					
Catogenus	*decoratus* Newm.	1	3,22	4	0,0380
Protocucujidae					
Ericmodes	*sylvaticus* Phil. & Phil.	15	48,3	58	0,5521
Ericmodes	*fuscitarsis* Reitter	1	3,22	6	0,0571
Cryptophagidae					
Stengita	sp.	3	9,67	4	0,0380
Chiliotis	*formosus* Reitter	6	19,3	13	0,1237
Chiliotis	sp.	3	9,67	3	0,0285
Languriidae					
Loberus	sp.	11	35,4	47	0,4474
Gen.	sp.	2	6,45	6	0,0571
Erotylidae					
Triplax	*valdivianus* Phil & Phil	2	6,45	2	0,0190
Coccinellidae					
Coccidophilus	sp.	7	22,5	14	0,1332
Stictospilus	*darwini* Brèthes	10	32,2	19	0,1808
Scymnus	*bicolor* (Germ.)	8	25,8	12	0.1142
Scymnus	*maculus* (Germ.)	2	6,45	11	0,1041
Scymnus	*nitidus* (Phil. & Phil.)	2	6,45	3	0,0285
Scymnus	*vittatus* (Phil. & Phil.)	2	6,45	5	0,0475
Scymnini	sp. 1	1	3,22	3	0,0285
Scymnini	sp. 2	1	3,22	1	0,0095
Scymnini	sp. 3	1	3,22	1	0,0095
Lindorus	*lophanthae* (Blaisd.)	2	6,45	2	0,0190
Rhizobius	sp.	2	6,45	2	0,0190
Coccidulini	sp. 1	8	25,8	18	0,1713
Coccidulini	sp. 2	1	3,22	2	0,0190
Orynipus	sp.	9	29,0	40	0,3807
Cranoryssus	*variegatus* (Phil. & Phil.)	16	51,6	60	0,5711
Neoryssomus	*variabilis* (Korschef.)	2	6,45	3	0,0285

Hyperaspis	*germaini* Crotch.	5	16,1	10	0,0951
Hyperaspis	*sphaeridioides* Muls.	5	16,1	9	0,0856
Neorhizobius	*sanguinolentus* (Germ.)	6	19,3	10	0,0951
Rodolia	*cardinalis* Muls.	2	6,45	2	0,0190
Coleomegilla	*quadrifasciata* (Schoen.)	1	3,22	6	0,0571
Eriopis	*connexa* (Germar)	8	25,8	16	0,1523
Hippodamia	*variegata* (Goeze)	1	3,22	1	0,0095
Adalia	*bipunctata* (L.)	2	6,45	4	0,0300
Adalia	*deficiens* Muls.	11	35,4	54	0,5140
Adalia	*angulifera* Muls.	11	35,4	67	0,6377
Coccinella	*chilena* Weise	2	6,45	8	0.0761
Psyllobora	*picta* (Germ.)	1	3,22	2	0,0190
Coccinellini	sp.	1	3,22	2	0,0190
Lathridiidae					
Melanophthalma	*seminigra* Belon	8	25,8	12	0,1142
Melanophthalma	*pilosa* Rücker	14	45,1	31	0,2950
Melanophthalma	*australis* Dajoz	1	3,22	5	0.0475
Melanophthalma	sp.	1	3,22	1	0.0095
Aridius	*malouinensis* Champ.	1	3,22	4	0,0380
Aridius	*subfasciatus* (Reitter)	1	3,22	2	0,0190
Aridius	*heteronotus* (Belon)	2	6,45	3	0,0285
Aridius	*nodifer* (Westw.)	4	12,9	5	0,0475
Aridius	sp.	1	3,22	1	0,0095
Enicmus	*transversithorax* Dajoz	1	3,22	1	0,0095
Gen.	sp. 1	2	6,45	4	0,0380
Gen.	sp. 2	1	3,22	1	0,0095
Colydiidae					
Sparactus	*flexuosus* (Sol.)	2	6,45	5	0,0475
Ciidae					
Cis	sp.	1	3,22	2	0,0190
Gen.	sp.	1	3,22	1	0,0095
Melandryidae					
Serropalpus	sp.	1	3,22	1	0,0095
Orchesia	*picta* Sol.	1	3,22	2	0,0190
Orchesia	sp. 1	18	58,0	72	0,6853
Orchesia	sp. 2	2	6,45	2	0,0190
Mordellidae					
Mordella	*luctuosa* Sol.	3	9,67	3	0,0285
Mordella	*erythrura* F. & G.	13	41,9	40	0,3807
Mordella	*rufoaxilaris* F. & G.	6	19,3	11	0,1047
Mordella	*andina* F. &. G.	3	9,67	4	0,0380
Mordella	*castaneipennis* F. &. G.	1	3,22	2	0.0190
Mordella	*kraussei* Phil. & Phil.	1	3,22	1	0,0095
Mordella	*fumosa* F. & G.	3	9,67	3	0,0285
Mordella	*suturalis* F. & G.	1	3,22	1	0,0095
Mordella	*proxima* Sol.	3	9,67	7	0,0666
Mordella	*argentipunctata* Sol.	1	3,22	1	0,0095
Mordella	*holosericea* Sol.	4	12,9	4	0,0380
Mordella	*abbreviata* Sol.	5	16,1	8	0,0761
Mordella	*solieri* Csiki	2	6,45	2	0,0190
Mordella	sp. 1	4	12,9	10	0,0951
Mordella	sp. 2	1	3,22	1	0,0095
Mordella	sp. 4	1	3,22	1	0,0095
Mordella	sp. 5	1	3,22	1	0,0095
Mordellaria	*scripta* (F. & G.)	3	9,67	4	0,0380
Mordellistena	*bicolor* F. & G.	3	9,67	4	0,0380
Anthicidae					
Anthicus	*melanurus* F.&.G.	3	9,67	4	0,0380
Ischyropalpus	*curtisi* (Sol.)	1	3,22	1	0,0095
Ischyropalpus	*parallelus* (Sol.)	1	3,22	1	0,0095
Gen.	sp. 1	1	3,22	1	0,0095
Gen.	sp. 2	1	3,22	6	0,0571

Mitraelabrus	sp.	1	3,22	1	0,0095
Aderidae					
Dasytomorphus	*ruficollis* F. & G.	2	6,45	4	0,0380
Meloidae					
Epicauta	*pilme* (Mol.)	1	3,22	1	0,0095
Scraptiidae					
Scraptia	sp. 1	2	6,45	5	0,0475
Scraptia	sp. 2	1	3,22	16	0,1523
Nemacerus	*incertus* Sol.	4	12,9	13	0,1237
Salpingidae					
Vincenzellus	sp.	1	3,22	2	0,0190
Mycteridae					
Loboglossa	sp.	4	12,9	6	0,0571
Trachelostenidae					
Trachelostenus	*inaequalis* Sol.	1	3,22	1	0,0095
Tenebrionidae					
Nyctopetus	sp.	1	3,22	1	0,0095
Blapstinus	*punctulatus* Sol.	1	3,22	1	0,0095
Heliofugus	sp. 1	1	3,22	2	0,0190
Heliofugus	sp. 2	6	19,3	10	0,0951
Narsodes	sp.	1	3,22	22	0,2094
Cerambycidae					
Callisphyris	*vespa* F. & G.	1	3,22	1	0,0095
Hephaestion	*pallidicornis* F. & G.	1	3,22	1	0,0095
Platynocera	*rubriceps* Bl.	1	3,22	1	0,0095
Platynocera	*gracilipes* Bl.	1	3,22	1	0,0095
Necydalopsis	*femoralis* Germ.	1	3,22	1	0,0095
Necydalopsis	*iridipennis* F. & G.	1	3,22	1	0,0095
Necydalopsis	sp.	1	3,22	14	0,1332
Xenocompsa	*semipolita* (F. & G.)	2	6,45	2	0,0190
Ancylodonta	*nitidipennis* Germ.	1	3,22	1	0,0095
Holopterus	*annulicornis* Phil.	7	22,5	11	0,1047
Chenoderus	*testaceus* Bl.	3	9,67	3	0,0285
Tillomorpha	*myrmicaria* F. & G.	3	9,67	7	0,0666
Callideriphus	*laetus* Bl.	21	67,7	46	0,4378
Cleptonotus	*subarmatus* F. & G.	1	3,22	1	0,0095
Microcleptes	*araneus* Newm.	12	38,7	45	0,4203
Microcleptes	*variolosus* F. & G.	1	3,22	1	0,0095
Aconopterus	*cristatipennis* Bl.	6	19,3	12	0,1142
Emphytoecia	*alboliturata* (Bl.)	2	6,45	4	0,0380
Emphytoecia	*suturella* (Bl.)	4	12,9	5	0,0475
Emphytoecia	sp.	1	3,22	1	0,0095
Astyochus	*obliquatus* (F. & G.)	1	3,22	1	0,0095
Oectropsis	*latifrons* Bl.	4	12,9	7	0,0666
Neohebestola	*humeralis* (bl.)	.13	41,9	29	0,2760
Bruchidae					
Lithraeus	*leguminarius* (Gyll.)	4	12,9	16	0,1523
Lithraeus	*egenus* (Phil. & Phil.)	1	3,22	1	0,0095
Lithraeus	*pyrrhomelas* (Phil. & Phil.)	1	3,22	1	0,0095
Lithraeus	*elegans* (Bl.)	8	25,8	22	0,2094
Megacerus	*eulophus* (Erich)	1	3,22	1	0,0095
Pseudopachymerina	*spinipes* (Erich)	1	3,22	4	0,0380
Chrysomelidae					
Metallactus	*ochripennis* Suffr.	7	22,5	38	0,3617
Pachybrachis	*gayi* (Bl.)	9	29,0	24	0,2284
Pachybrachis	*signatipennis* (Bl.)	4	12,9	6	0,0571
Lexiphanes	*variabilis* (Bl.)	1	3,22	1	0,0095
Mylassa	*rubronotata* (Bl.)	6	19,3	43	0,4093
Chlamisus	*apricarius* Lac.	20	64,5	182	1,7325
Stenomela	*pallida* Erich	10	32,2	33	0,3141
Plastonothus	*chalybaeus* (Bl.)	5	16,1	26	0,2475

Psathyrocerus	*pallipes* Bl.	20	64,5	170	1,6182
Psathyrocerus	*fulvipes* Bl.	4	12,9	6	0,0571
Dictyneis	*asperatus* (Bl.)	5	16,1	9	0,0856
Dictyneis	*conspurcatus* (Bl.)	5	16,1	24	0,2284
Dictyneis	*terrosus* (Phil. & Phil.)	2	6,45	4	0,0380
Dictyneis	sp. 1	1	3,22	14	0,1332
Dictyneis	sp. 2	1	3,22	10	0,0951
Glyptoscelis	*pulvinosus* (Bl.)	2	6,45	55	0,5235
Strichosa	*eburata* Bl.	1	3,22	1	0,0095
Plagiodera	*erythroptera* (Bl.)	1	3,22	1	0,0095
Chrysolina	*hyperici* (Forster)	3	9,67	6	0,0571
Procalus	*mutans* (Bl.)	1	3,22	1	0,0095
Procalus	*viridis* (Phil. & Phil.)	1	3,22	1	0,0095
Halticella	*atrocyanea* (Phil. & Phil.)	8	25,8	97	0,9233
Altica	*janthina* (Bl.)	11	35,4	75	0,7139
Altica	*bellula* Phil. & Phil.	3	9,67	6	0,0571
Grammicopterus	*flavescens* Bl.	1	3,22	5	0,0475
Kuschelina	*decorata* (Bl.)	2	6,45	10	0,0951
Protopsilapha	*pyrrhoptera* (Phil. & Phil.)	6	19,3	34	0,3236
Protopsilapha	*signata* (Bl.)	2	6,45	23	0,2189
Protopsilapha	*pallens* (Bl.)	3	9,67	11	0,1047
Alticinae	sp. 1	1	3,22	3	0,0285
Alticinae	sp. 2	1	3,22	1	0,0095
Anthribidae					
Dinocentrus	*asperatus* (Bl.)	9	29,0	21	0,1999
Dinocentrus	sp. 1	1	3,22	1	0,0095
Dinocentrus	sp. 2	1	3,22	1	0,0095
Corrhecerus	sp.	4	12,9	5	0,0475
Tropideres	*minutus* (Bl.)	1	3,22	1	0,0095
Tropideres	sp. 1	1	3,22	1	0,0095
Tropideres	sp. 2	1	3,22	1	0,0095
Gen.	sp.	2	6,45	3	0,0285
Belidae					
Trichophthalmus	*miltomerus* (Bl.)	9	29,0	18	0,1713
Attelabidae					
Minurus	*fulvescens* (Bl.)	1	3,22	4	0,0380
Minurus	*testaceus* (Wat.)	6	19,3	24	0,2284
Minurus	*violaceipennis* (F. & G.)	2	6,45	13	0,1237
Apionidae					
Apion	*humerale* Phil. & Phil.	2	6,45	20	0,1903
Apion	*pachymerum* Phil. & Phil.	2	6,45	5	0,0475
Apion	sp. 1	1	3,22	1	0,0095
Apion	sp. 2	1	3,22	6	0,0571
Curculionidae					
Sitona	*discoideus* Gyll.	1	3,22	1	0,0095
Platyaspistes	*unicolor* Perroud	1	3,22	3	0,0285
Megalometis	*spinifer* Boh.	1	3,22	2	0,0190
Megalometis	*aureosquamosus* (Boh.)	1	3,22	9	0,0856
Hybreoleptops	*aureosignatus* (Bl.)	3	9,67	3	0,0285
Geniocremnus	*villosus* (Bl.)	4	12,9	82	0,7805
Geniocremnus	*chiliensis* (Boh)	2	6,45	9	0,0856
Leptopiini	sp.	2	6,45	5	0,0475
Parergus	sp.	1	3,22	2	0,0190
Dasydema	*hirtella* Bl.	1	3,22	1	0,0095
Cyphometopus	sp.	1	3,22	1	0,0095
Aegorhinus	*nodipennis* (Hope)	7	22,5	12	0,1142
Aegorhinus	*servillei* (Gay & Sol.)	1	3,22	2	0,0190
Aegorhinus	sp.	5	16,1	38	0,3617
Aegorhinus	*phaleratus* Erich	1	3,22	1	0,0095
Aegorhinus	*superciliosus* (Guérin)	8	25,8	12	0,1142
Rhopalomerus	*tenuirostris Bl.*	1	3,22	10	0,0951

Omoides	*flavipes* (Bl.)	9	29,0	44	0,4188
Omoides	*humeralis azarae* Kusch.	3	9,67	3	0,0285
Omoides	*validus* Kusch.	3	9,67	9	0,0856
Listroderes	*annulipes* Bl.	1	3,22	1	0,0095
Listronotus	*cyrticus* (Desbr.)	1	3,22	1	0,0095
Tartarisus	*signatipennis* (Bl.)	2	6.45	4	0,0380
Gayus	*elegans* (Bl.)	5	16,1	6	0,0571
Berberidicola	*ater* (Phil. & Phil.)	10	32,2	76	0,7234
Neomagdalis	*unicolor* (Bl.)	15	48,3	88	0,8376
Apocnemidophorus	*pruinosus* (Bl.)	2	6,45	7	0,0666
Apocnemidophorus	*obsoletus* (Bl.)	2	6,45	3	0,0285
Smicronyx	*chilensis* Kusch.	2	6,45	2	0,0190
Neopsilorhinus	*variegatus* (Bl.)	9	29,0	79	0,7520
Neopsilorhinus	*valdivianus* (Phil. & Phil.)	22	70,9	188	1,7896
Neopsilorhinus	*collaris* (Bl.)	9	29,0	30	0,2855
Curculioninae	sp.	1	3,22	3	0,0285
Anthonomus	*berberidis* Clark.	1	3,22	1	0,0095
Psepholax	*dentipes* (Boh.)	4	12,9	10	0,0951
Acalles	*fuscescens* Bl.	2	6,45	2	0,0190
Acalles	*varius* Gemm.	4	12,9	5	0,0475
Acalles	*lineolatus* Bl.	2	6,45	4	0,0380
Acalles	*cinerascens* Bl.	4	12,9	29	0,2760
Acalles	sp. 1	2	6,45	6	0,0571
Acalles	sp. 2	2	6,45	4	0,0380
Acalles	sp. 3	8	25,8	15	0,1427
Acalles	sp. 4	1	3,22	5	0,0475
Lembodes	*albosignatus* Chevr.	2	6,45	27	0,2570
Anaballus	*plagiatus* Bl.	2	6,45	3	0,0285
Rhyephenes	*gayi* (Guérin)	4	12,9	5	0,0475
Rhyephenes	*humeralis* (Guérin)	6	19,3	10	0,0951
Eucalus	*tessellatus* (Bl.)	5	16,1	23	0,2189
Scolytinae	sp.	1	3,22	1	0,0095
Molytinae	sp.	1	3,22	16	0,1523
TRICHOPTERA					
Hydroptilidae					
	sp. 1	1	3,22	2	0,0190
	sp. 2	2	6,45	2	0,0190
Limnephilidae					
	sp. 1	3	9,67	5	0,0475
	sp. 2	1	3,22	1	0,0095
	sp. 3	3	9,67	5	0,0475
	sp. 4	2	6,45	3	0,0285
Kokiridae					
	sp.	2	6,45	2	0,0190
fam. indeterminada	sp.	1	3,22	1	0,0095
HYMENOPTERA					
Formicidae					
Pseudomyrmex	*lynceus* (Spin.)	21	67,7	45	0,4283
Solenopsis	sp.	1	3,22	7	0,0666
Iridomyrmex	*humilis* (Mayr)	7	22,5	25	0,2379
Tapinoma	*antarcticum* Forel	4	12,9	8	0,0761
Tapinoma	sp.	5	16,1	7	0,0666
Lasiophanes	*hoffmani* (Forel)	20	64,5	96	0,9138
Lasiophanes	*nigriventris* (Spin.)	14	45,1	21	0,1999
Lasiophanes	*picinus* (Roger)	3	9,67	3	0,0285
Myrmelachista	*mayri* Forel	17	54,8	61	0,5806
Myrmelachista	*hoffmani* Forel	16	51,6	60	0,5711

Camponotus	*morosus* (Smith)	5	16,1	8	0,0761
Camponotus	*chilensis* (Spin.)	8	25,8	21	0,1999
Camponotus	*distinguendus* (Spin.)	1	3,22	1	0,0095
Gen.	sp.	1	3,22	1	0,0095

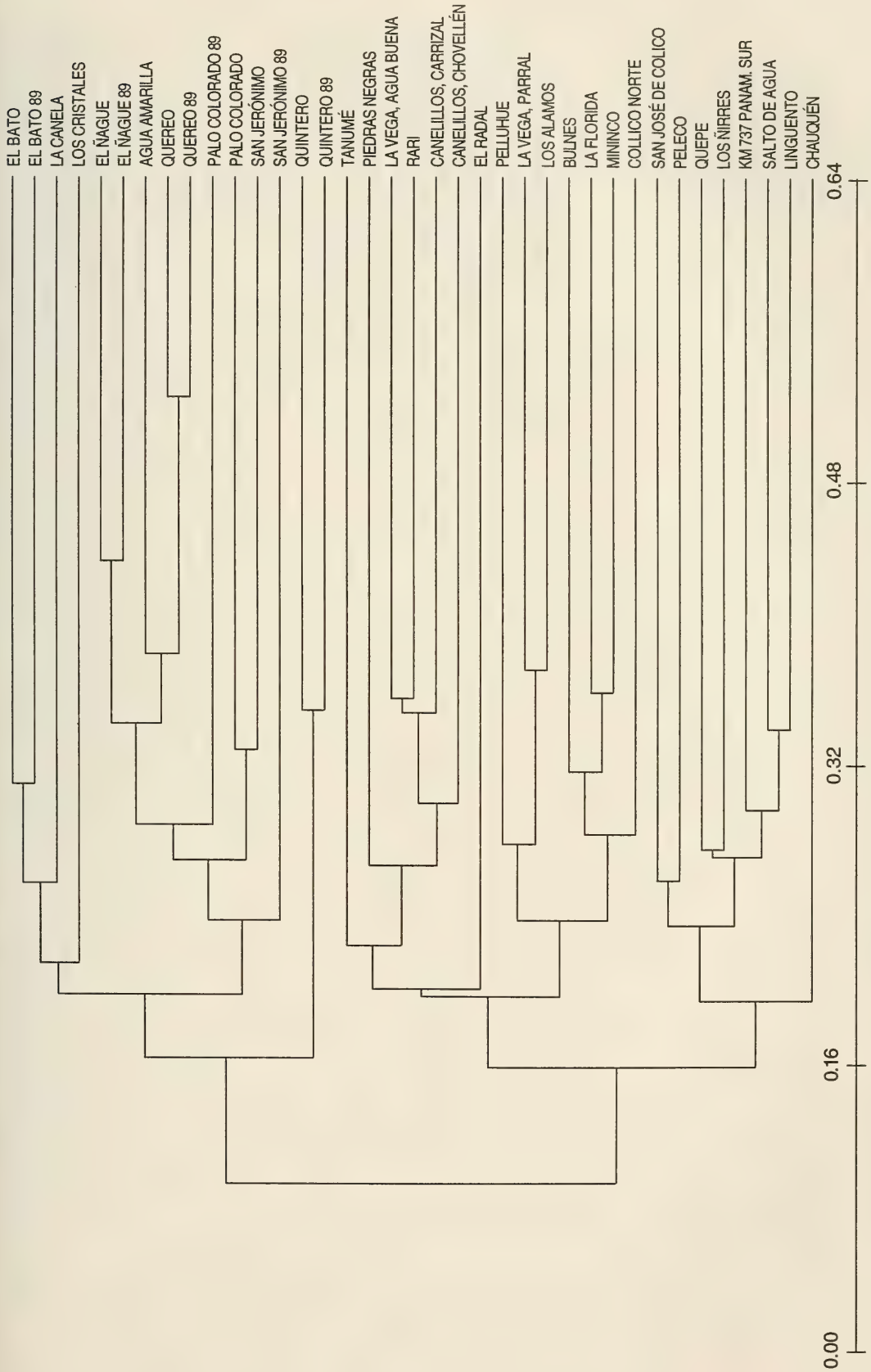


Figura 1: Fenograma de similitud taxonómica (Jaccard) para 397 especies de coleópteros

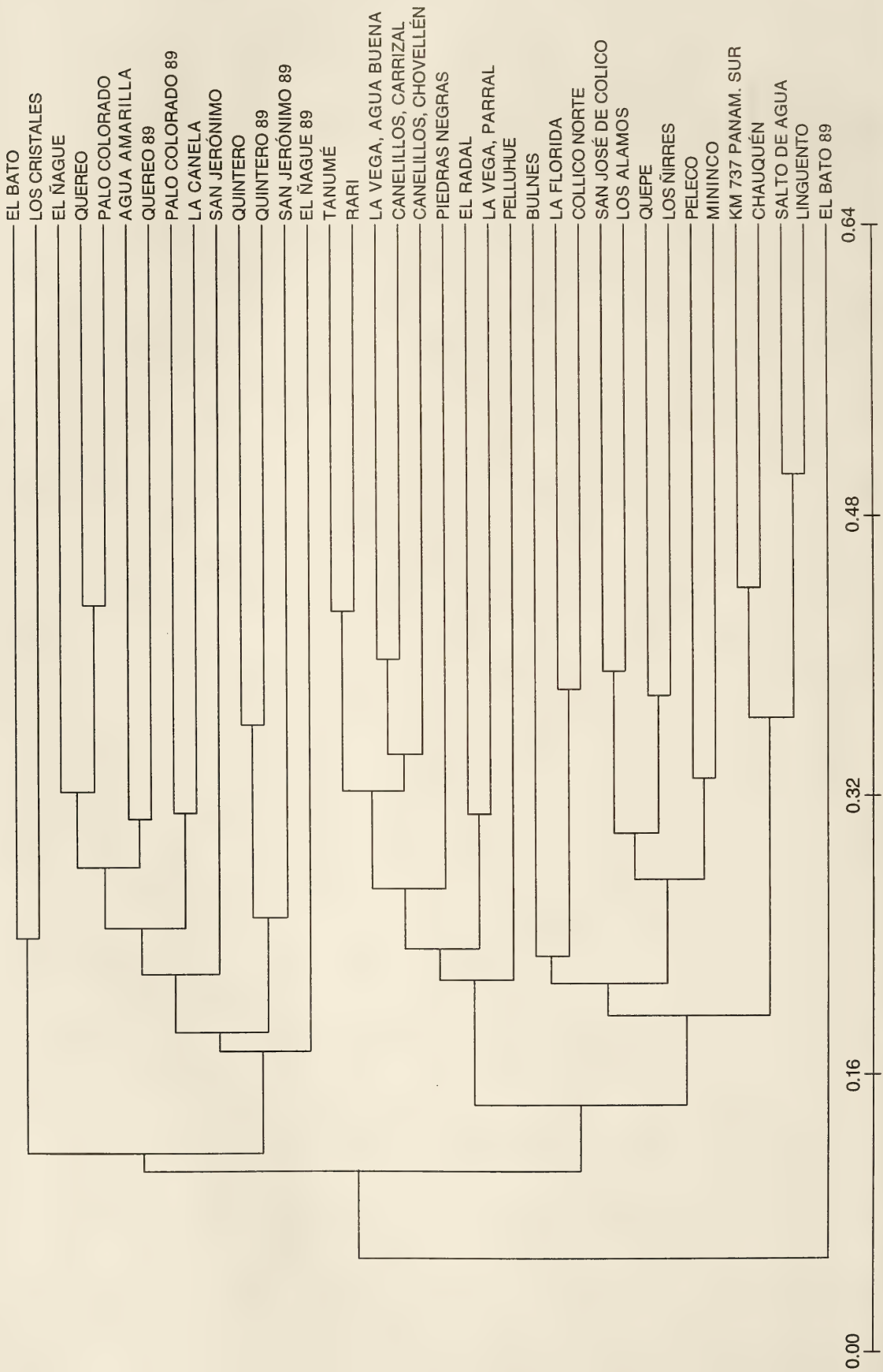


Figura 2: Fenograma de similitud taxonómica (Jaccard) para 257 especies de insectos

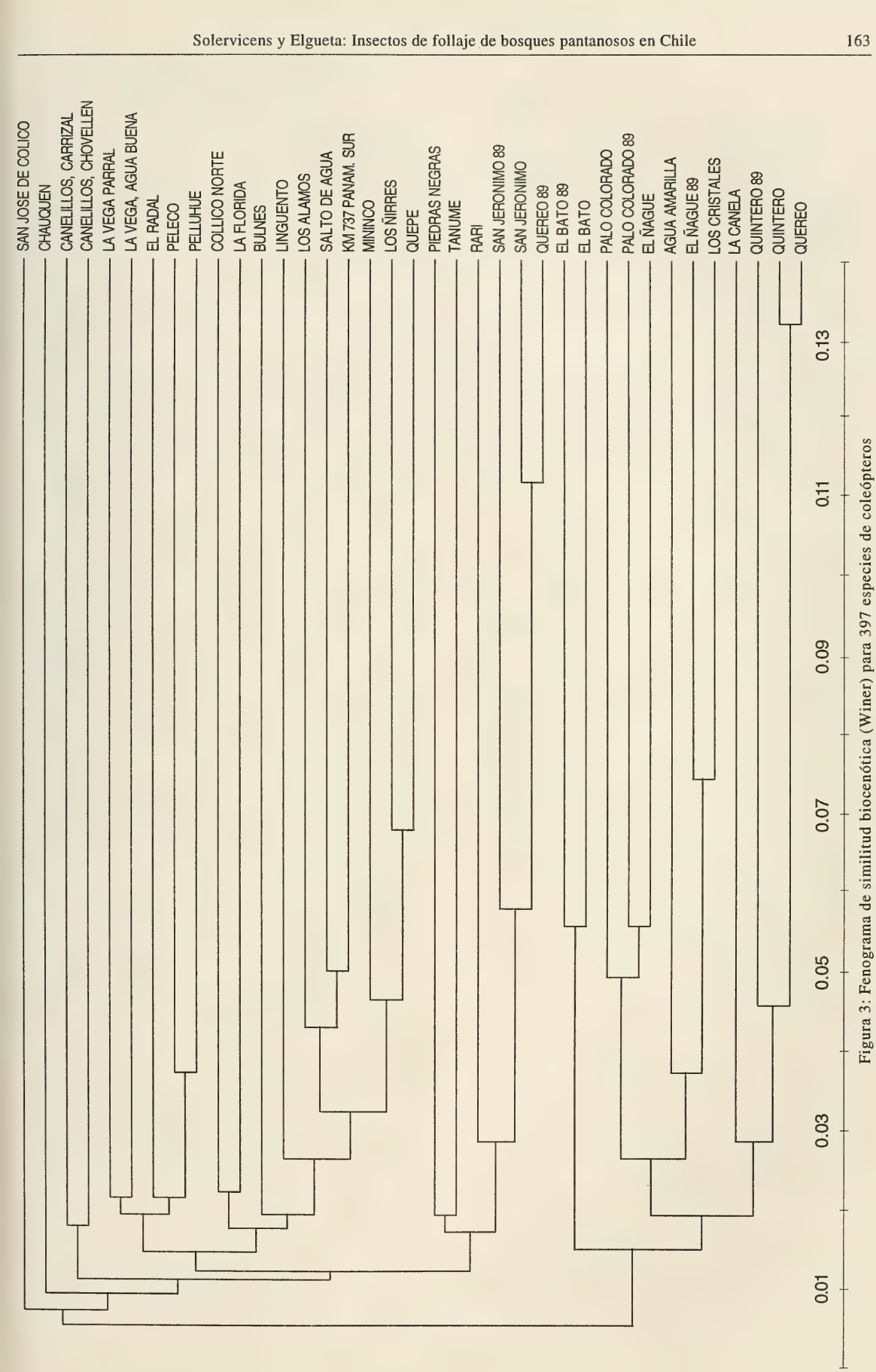


Figura 3: Fenograma de similitud biocenótica (Winer) para 397 especies de coleópteros

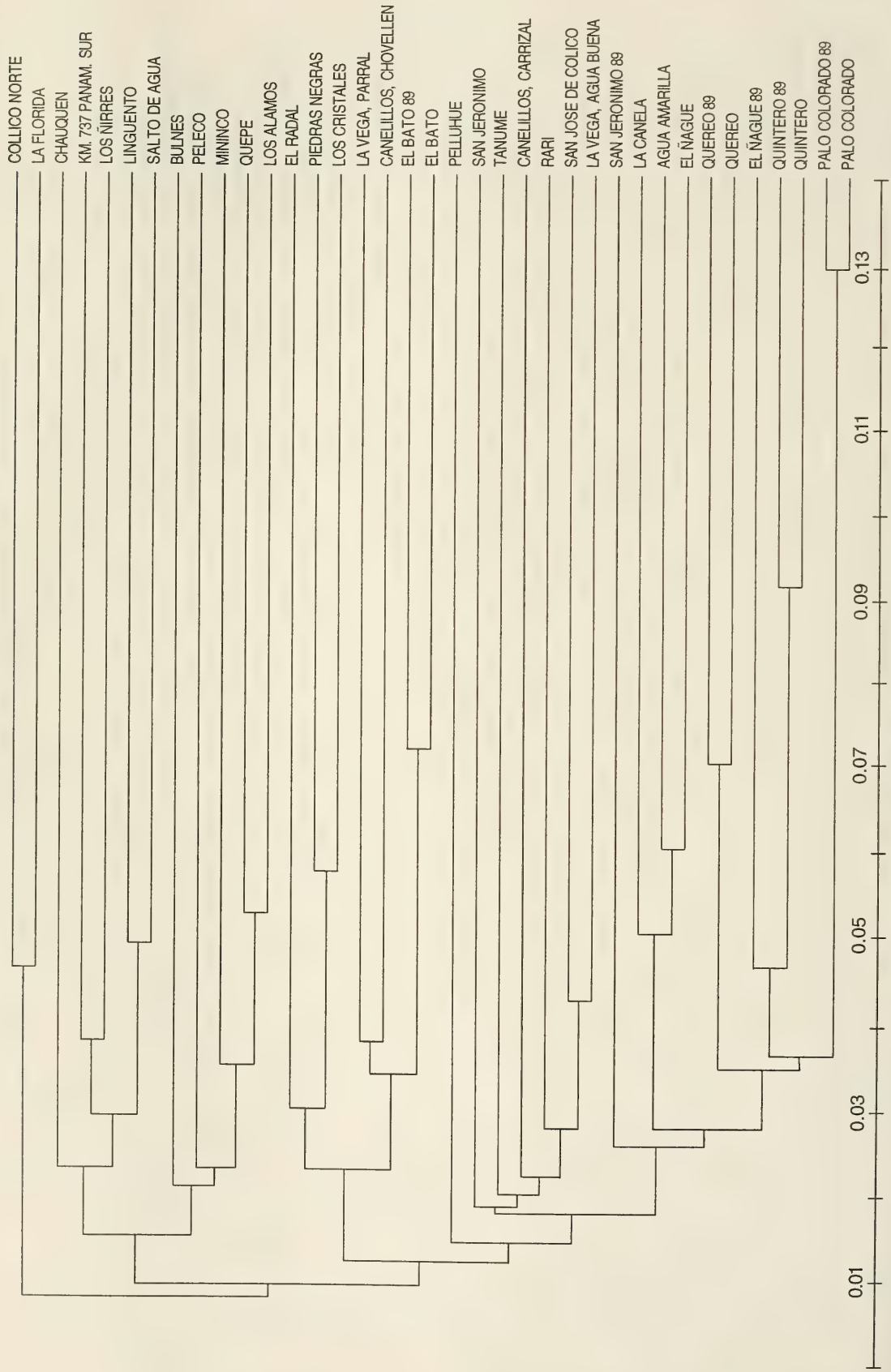


Figura 4: Fenograma de similitud biocenotica (Winer) para 257 especies de insectos

SIMPOSIO DE CONDUCTA ANIMAL
XV CONGRESO NACIONAL DE ENTOMOLOGIA
SOCIEDAD CHILENA DE ENTOMOLOGIA-UNIV. AUSTRAL DE CHILE
VALDIVIA - 1993

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 165-170

COMPORTAMIENTOS PRECURSORES DE VIDA SOCIAL EN APOIDEA (HYMENOPTERA).

E. CHIAPPA T.[1]

RESUMEN

Se realiza una revisión bibliográfica de trabajos relacionados con la conducta social de abejas primitivamente sociales, particularmente del género *Ceratina*. Se analizan algunas características y conductas que podrían conducir a la sociabilidad, tales como la longevidad de las hembras, la tolerancia mutua, la defensa de los nidos, el intercambio de alimentos, el forrageo para los componentes de un mismo nido y la flexibilidad conductual.

Desde el momento en que el mismo Darwin admitía que la evolución de la esterilidad de las castas sociales era difícil de interpretar, para su Teoría de la Evolución por medio de la Selección Natural, esta situación, en que los individuos se conducían como si no maximizaran su propia adecuación, se presentó como un problema desafiante para los biólogos.

Varias explicaciones teóricas se han planteado sobre el origen y el desarrollo de la sociabilidad en los Hymenoptera, como la teoría genética de Hamilton en 1964. Estas ideas, debido a lo interesante y atractivas que se mostraron, desencadenaron una serie de estudios al respecto, ya que se vieron como una poderosa explicación de aplicación muy general. Otras teorías que se han propuesto sobre la evolución social, son la llamada manipulación parental (Alexander, 1974; Michener y Brothers, 1974) y el mutualismo, (Lin y Michener, 1972) que tratan de explicar el mantenimiento del comportamiento altruísta y el origen de la sociabilidad en las especies, comentarios sobre las cuales omito porque están fuera del ámbito de mi tema.

[1]Universidad de Playa Ancha de Ciencias de la Educación. Casilla 34-V, Valparaíso - Chile.

Varios autores (por ejemplo, Crozier, 1979) han afirmado que, además del aspecto genético, hay otros factores que pueden conducir al desarrollo de la sociabilidad, como sería un ciclo de vida apropiado, (con sobreposición de generaciones) la posesión de estructuras que puedan manipular el medio ambiente (como mandíbulas) y además una preadaptación que permita la cohesión de los grupos, como podría ser un sistema de reconocimiento de parentesco selectivamente ventajoso.

Michener (1985) ha planteado que la evolución de un caracter, se puede hipotetizar a través de los estados intermedios, especialmente si las fases ancentral y derivada, de ese carácter, son fácilmente reconocibles. Los estados intermedios se pueden, entonces ubicar en una secuencia lógica, aplicando un método comparativo de reconstrucción de la evolución. Este método ha sido usado desde Darwin y, ya Wheeler en 1923, postuló 7 etapas desde los insectos de vida solitaria hasta los insectos que poseen vida social. Lo mismo hizo Evans (1958) para las avispas, ya que pensaba que se cumplían 13 pasos entre las avispas primitivas y las eusociales. El mismo Michener (1958), postuló las rutas o vías seguidas por las abejas desde la vida solitaria hasta la eusociabilidad. Estos pasos pueden, sin embargo, no presentarse y la vida social

puede originarse directamente sin pasar por etapas intermedias.

De acuerdo a autores como West-Eberhard (1978), además de una interpretación teórica, se necesita información más precisa sobre las vidas de las abejas y avispas primitivamente sociales, especialmente de aquellas que se desenvuelven en los límites de la vida social y solitaria, ya que tales especies pueden revelar los orígenes primeros de la sociabilidad y los mecanismos conductuales involucrados.

Según Michener *et al.*, (1974), entre los halíctidos (Hymeoptera: Halictidae), existen los siguientes niveles de sociabilidad, los que tomaré como generales para el resto de los Apoidea:

- especies solitarias, con nidos donde una sola abeja cria a sus hijos en forma individual (i.e. *Coenohalictus*).
- especies comunales, parasociales y quasisociales, son términos semejantes y Michener propone llamar parasociales a todas ellas. Se caracterizan porque en el mismo nido hay varias hembras, pero no existe división de trabajo, sobreposición de generaciones ni cuidado parental compartido (i.e. *Ctenomia, Agapostemon*).
- especies semisociales, en las que existen castas y cuidado parental pero no hay sobreposición de generaciones (i.e. *Augochloropsis*).
- y especies eusociales donde existe división del trabajo, sobreposición de generaciones y cuidado parental en conjunto (i.e. *Evyleus*).

Sakagami y Maeta (1977), introdujeron el término eosocial, para colonias quasisociales que involucran dos generaciones.

Las Familias de Apoidea que presentan especies con conducta parasocial, por lo menos parte del tiempo, son las siguientes:

- Andrenidae (Panurginae y Andreninae),
- Megachilidae (Megachilini y Anthidiini),
- Halictidae (Nomiinae, Augochlorini y Halictini),
- Anthophoridae (Eucerini, Exomalopsini y Ceratinini),
- Apidae (Euglossini)

Las Familias con conducta primitivamente eusocial son:

- Halictidae (Augochlorini y Halictini)
- Apidae (Bombini)
- Anthophoridae (Ceratinini, Allodapini y Xylocopini)

Con conducta eusocial existe una sola familia:

- Apidae: (Apini y Meliponini)

De estos grupos me voy a referir especialmente a Augochlorini, Halictini, Allodapini y Xylocopini, porque han sido los grupos sobre los cuales se tiene el mayor número de observaciones de conducta social primitiva y al género *Ceratina* porque, personalmente, es el grupo que más conozco.

La idea de esta presentación coincide con la idea de Michener (1985) de que existen ciertas características conductuales que se pueden interpretar como tendientes a la vida social las que se pueden encontrar en abejas básicamente solitarias pero que, sin embargo, también pueden constituir nidos naturales donde cohabitan asociaciones madre-hijas o hembras de la misma generación. Hay que hacer notar que estas conductas, por si mismas, no comprometen la aparición de sociabilidad pero si son favorables a ella.

En este contexto describiré algunos hábitos interesantes, posiblemente significativos en la adquisición de la vida social (Sakagami y Maeta, 1977).

En primer lugar, el comportamiento de remoción de las fecas de las larvas realizada por la madre. En algunos casos el nido está constituido por un conjunto de celdas seriadas, divididas por paredes de separación. La pared del fondo del nido corresponde a un tapón fabricado por las hembras, que tiene importancia en la activación del nido, la que ocurre al poco tiempo que esta estructura es terminada. En especies como *C. japonica* y *C. flavipes* las abejas abren las separaciones y entran frecuentemente en las celdillas reconstruyendo fácilmente las paredes lo que probablemente tiene una función sanitaria para los estados juveniles y, en las larvas defecantes, se relaciona

con la remoción de las fecas. Este comportamiento aparece en los nidos en que ya existen varias celdillas construidas y con huevos sobre las masas de polen, pero se intensifica cuando los nidos contienen larvas y la hembra ya no tiene obligaciones de postura ni labores de forrajeo. Las fecas son pulverizadas con las mandíbulas e incorporadas a las paredes reconstruidas. El tapón del extremo del nido recibe la mayor cantidad de las fecas, que provienen de la 1a. y 2a. celda. Para las celdas posteriores las fecas producidas por una determinada celda son incorporadas a la pared precedente, además se incorporan las larvas muertas y los restos de polen que no fueron comidos por ellas. Sólo en los nidos, en que han emergido algunos inmaduros, la pared de la última celdilla, a veces, no es reconstruida y el huevo, larva o pupa sufre serios riesgos y, muchas veces, muere. En un segundo caso, como en *C. iwatai* y en *C. okinawana*, nunca se construye la última pared, las fecas no son removidas y permanecen en cada celda. *C, megastigmata*, muestra una tercera forma de hábito, la abeja no entra en las celdas antes que todas las larvas consuman el polen: pronto después que la larva más joven a comido la masa de alimento, tanto las paredes, como las fecas de las larvas y los restos de polen son eliminados de una sola vez fuera del nido. Las paredes no las vuelven a reconstruir y los inmaduros se encuentran en una cavidad común (Sakagami y Maeta, 1977).

También muchas especies de Allodapinae, socialmente más avanzadas que *Ceratina*, confirman un contacto entre la madre y los inmaduros. *Allodapulla* (Michener *et al.*, 1974) se caracteriza por una completa omisión de las paredes de las celdas, porque realiza remoción de las fecas y aprovisionamiento progresivo. Este tipo de aprovisionamiento también ocurre en el género *Braunsapis* aunque con mayores refinamientos, que consiste en el aporte de gotas de néctar que colocan ante la larva (Maeta *et al.*, 1985). Todas estas conductas posibilitan el contacto entre los individuos de la colonia, tanto juveniles como adultos. En otras abejas en que se conoce este tipo de contacto entre la madre y sus crías es en el subgénero eusocial *Lassioglossum* (*Evyleus*) de la familia Halictidae (Knerer y Plateaux-Quénu, 1966) y, también, en *Lassioglossum* (*Dihalictus*) *zephyrum* las hembras tienen el hábito de abrir, inspeccionar, remover las fecas y cerrar las celdillas (Batra, 1968).

En *C. japonica, C. flavipens, C. iwatai y C. okinawana*, el contacto entre madre y crías es frecuente e involucran más de una simple coexistencia, puesto que los juveniles son alimentados por la madre y, también, en los casos en que hay más de una hembra en los nidos suele ocurrir trofalaxis de parte de una de ellas.

Otra conducta presocial es el transporte de inmaduros dentro del nido. En muchas especies del género *Ceratina*, los adultos recién emergidos alcanzan la entrada del nido pasando sobre los hermanos más jóvenes pero sin dañarlos, reconstruyendo las paredes a medida que van avanzando, pero no lo hacen de forma tan perfecta como los adultos parentales. Los juveniles de *C. japonica, C. flavipes* y *C. okinawana* empujan hacia atrás a sus hermanos, de modo que el espacio ocupado por los inmaduros se va acortando para dejar mayor espacio a la entrada del nido, en donde los adultos recién emergidos se van acumulando. Alli permanecen por algunos días, durante los cuales son alimentados por la madre y la obrera hasta que ellos mismos salen a procurarse alimento fuera del nido. La habilidad para transportar inmaduros también se ha observado entre los Allodapine, pero más perfectamente que en *Ceratina*.

Se puede recordar que estos transportes de inmaduros han sido muy perfeccionados en algunas especies de Formicidae, en donde se realizan habitualmente.

Otras conductas, en relación a una potencial vida social, son aquellas relacionadas con el rango de vida de las hembras adultas, y tal como ocurre en Xylocopinae, la vida de las abejas del género *Ceratina* es inusualmente largo. En muchas abejas y avispas solitarias la madre muere antes de la emergencia de la progenie. Los encuentros entre madre e hijos nunca ocurren, son muy raros o no van más allá de una sola temporada.

En las especies de vida solitaria, la vida prolongada de las hembras es aceptada como precursora de vida eusocial. En varias especies del género *Ceratina* (*C. asuncionis, C. ja-*

ponica, C. flavipes, C. iwatai y *C. megastignata*), se ha registrado hibernación en algún porcentaje de los nidos (Sakagami y Maeta, 1977).

La subfamilia Xylocopinae es conocida por lo largo de la vida de las hembras, lo que ocurre, incluso en las especies solitarias. Las observaciones realizadas muestran que la vida puede extenderse, a veces, por más de dos años; esta longitud de vida se conoce en las abejas eusociales de la Familia Apidae y también en el halíctido *Lasioglossum* (*Evylaeus*) *marginatun*, donde la fundadora de un nido puede durar hasta 5-6 años lo que es, por lo demás, inusual entre los Apoidea (Plateaux-Quénu, 1959). En varias especies del mismo género se ha probado que las hembras pueden sobrevivir hasta la temporada siguiente (Sakagami y Fukuda, 1972).

Después de terminar de ovipositar y forrajear, las abejas pasan mucho tiempo a la entrada del nido cumpliendo la función de guardianas. Está demostrado estadísticamente que esta conducta, agregada al cuidado de los inmaduros que realiza la madre, disminuye la mortalidad de las crías cuando se comparan con nidos que han quedado huérfanos (Sakagami y Maeta, 1977). La madre parece ineficiente en prevenir ataque por hongos o parásitos de gran tamaño, pero los pequeños como *Emplemus*, *Eurytoma*, *Melitobia*, *Diomorus*, *Hockena,* y algunos fóridos, se encontraron sólo en los nidos sin madre. Este rol de guardia contribuye a la cooperación entre las hembras de un nido, liberando a la reina de tareas como el forrajeo.

Un hecho importante es el hallazgo de nidos con dos o más hembras durante el período de reproducción. Ya en 1962, Michener observó nidos de *Ceratina australensis* habitado por dos hembras con ovarios desarrollados. Se dijo anteriormente, que en la Familia Halictidae, hay todo tipo de formas sociales. También se han encontrado nidos de otras abejas africanas y japonesas con más de una hembra. El que estos nidos no sean simplemente una vida junta, se sugiere por el largo del nido, siempre mayor que los nidos solitarios tomados como control (Sakagami y Maeta, 1969).

Dos rasgos muy peculiares, de las hembras que comparten los nidos, deben ser realzados. El primero es la variabilidad en tamaño, debida según Lin y Michener (1972), al prolongado período de reproducción, lo que expone a las crías a condiciones ambientales variables según la estación del año, varibilidad que está ligada a las diferencias de casta de algunas especies de halíctidos eusociales. Entre las hembras de las colonias hay una correlación positiva entre el tamaño corporal, el desarrollo de los ovarios y el estado de inseminación. En muchas colonias semisociales o eusociales, la reina es más grande que las obreras. Cuando las abejas son más o menos equivalentes reproductivamente, en las asociaciones quasisociales, las diferencias de tamaño son menores (Michener, 1985).

El segundo rasgo, es la notable disminución de la actividad de las hembras reproductoras, que permanecen por uno o dos días a la entrada del nido, sin realizar ninguna actividad. Tal conducta se relaciona, posiblemente, al largo período que necesitan los huevos para madurar ya que ocurre, que entre las especies de *Xylocopa* y de *Ceratina*, es donde se presentan los huevos de mayor tamaño en Hymenoptera.

Un hecho interesante que pudimos comprobar en observaciones realizadas en *Ceratina okinawana*, es que en esta especie, la sociabilidad es flexiblemente cambiante, de social a solitaria y viceversa.

La flexibilidad social intraespecífica es interpretada por Yanega (1988), dependiendo de presiones ecológicas directas y como un artefacto demográfico que produce variación conductual controlada. Cree que la estructura social en las colonias de *Halictus rubicundus* se deben a la mortalidad de las hembras con rol de reina y a la dispersión de la progenie, que abandona el nido para entrar en diapausa.

Las siguientes conductas, han sido consideradas clave en el estudio de distribución de tareas y determinación de castas en varias especies primitivamente sociales y, fueron las que nosotros medimos a través de su frecuencia de ocurrencia, para mostrar la flexibilidad conductual de las abejas.

Forrajeo de polen: esta tarea da indicios sobre cual de las abejas desempeña el papel de obrera.

Oviposición: la postura es realizada generalmente por la hembra de mayor tamaño, dominante y que tiene el rol de reina en el nido.

Oofagia: Las reinas limitan la reproducción de las obreras comiendo sus huevos. Como las dos hembras son aptas para ovipositar, especialmente en los casos en que ambas presentan tamaños semejantes, la oofagia es mucho más frecuente en algunos nidos que en otros.

Trofalaxis: La entrega de néctar entre los individuos es un importante indicio de aceptación de dominancia por parte de la hembra que entrega néctar. Particularmente ocurre este comportamiento cuando la forrajera llega al nido o cuando solicita el paso para tratar de abandonarlo.

Guardia a la entrada del nido: la guardia es considerada de particular significado y tarea característica de la abeja reina.

En nidos inducidos, (formados por madre e hija, hermanas o por hembras sin relación de parentezco pero de la misma temporada), aquellos ejemplares con conducta de reina y obrera fueron artificialmente removidos en forma alternativa. Al retornar al nido el individuo excluido era nuevamente aceptado por el residente, luego de haber estado ausente entre 2-6 días.

Si el individuo que permanecía en el nido era la reina, empezaba a forrajear muy pronto después de la exclusión de la compañera, mientras que si se trataba de la obrera, continuaba forrajeando y ovipositando normalmente. La hembra que permaneció en el nido continuó con las tareas del nido en 70.8% de los casos.

CONCLUSIONES

- Una contribución importante para la formación de colonias, deben ser estas asociaciones que se producen debido a la longitud de vida de las hembras, lo que permite la ocurrencia de individuos de diferentes generaciones, así como también la tolerancia mutua, la defensa de los nidos, el intercambio de alimentos y el forrajeo para los componentes de un mismo nido.
- Nuestras observaciones muestran que en *Ceratina okinawana*, hay una flexibilidad conductual que se mantiene aún cuando la sociabilidad se haya establecido dentro de los nidos.
- Se observa una variación intraespecífica en la expresión de la conducta social, ya que las hembras no sólo viven juntas, sino que se realiza un ajuste conductual, regulando la intensidad con que cada una efectúa los trabajos en el nido.
- Esto posibilita una plasticidad en el repertorio de comportamiento, que abarca desde una vida solitaria hasta un sistema rudimentario de castas dentro de la especie que, quizás, es importante en permitir la evolución social.

En Chile tenemos un género endémico, el género *Manuelia* Vachal, que es el grupo más primitivo de los Xylocopinae, cuyo estudio podría darnos todo tipo de datos interesantes en la comprensión del problema de la adquisición de la vida social y servirnos de comparación de la estructuración social de las abejas sociales y parasociales. En los nidos de las especies de *Manuelia* que hemos observado, hay gran semejanza con los nidos de *Ceratina* que presentan paredes de separación entre las celdillas, particularmente me refiero a *M. gayi* y *M. postica* y aunque no existen divisiones en los nidos de *M. gayatina*, hemos encontrado hasta tres hembras compartiendo el mismo nido, lo que permite pensar que estas especies, por lo menos en dos de ellas, también se presentan rasgos conductuales tendientes a la sociabilidad.

Finalmente, habría que tomar en cuenta que en los climas típicamente tropicales, la sociabilidad debería ser más fácilmente compatible con la vida solitaria, tal como ocurre en muchas abejas de la subfamilia Allodapinae (Michener, 1971), debido a que las especies pueden ser multivoltinas. Por otra parte, en las especies solitarias de clima temperado que son univoltinas, por adquisición de diapausa,

parece más difícil que pueda ocurrir dicha compatibilidad.

LITERATURA CITADA

ALEXANDER, R. D. 1974. The evolution of social behaviour. Ann. Rev. Ecol. Syst., *5*:325-383.

BATRA, S.W.T. 1968. Behavior of some social and solitary halictine bees within their nests: a comparative study (Hymenoptera, Halictidae). J. Kansas Entom. Soc., *41*:120-133.

CROZIER, R.H. 1979. Genetics of sociality. pp 223-286. In: Hermann, H.R. (ed). Social insects. Vol. I. Academic Press. 437 pp.

EVANS, H.E. (1958). The evolution of social life in wasps. Proc. 10th Internat. Congr. Entom. (Montreal), *2*: 449-457.

HAMILTON, W.D. 1964a. The genetical evolution of social behaviour I. J.Theor. Biol., *7*:1-16.

HAMILTON, W,B, 1964b. The genetical evolution of social behaviour II. J. Theor. Biol., *7*:17-52.

KNERER, G & C. PLATEAUX-QUÉNU. 1966. Sur l'importance de l'ouverture de cellules à couvain dans l'evolution des Halictinae (Insectes Hymenoptères) sociaux. C.R. Acad. Sci., *263*:1622-1625.

LIN, N & C.D. MICHENER. 1972. Evolution of sociality in insects. Quart. Rev. Biol., *47*:131-159.

MAETA, Y., S.F. SAKAGAMI & C.D. MICHENER. 1985. Laboratory studies on the life cycle and nesting biology of *Braunsapis sauteriella*, a social Xylocopine bee (Hymenoptera: Apidae). Sociobiology, *10*(1):17-41.

MICHENER, C.D. 1958. The evolution of social behavior in bees. Proc. 10th Internat. Congr. Entom. (Montreal), *2*:441-447.

MICHENER, C.D. 1962. The genus *Ceratina* in Australia, with notes on its nests (Hymenoptera, Apoidea). J. Kansas Entom. Soc., *35*: 414-421.

MICHENER, C.D. 1971. Biologies of African allodapine bees (Hymenoptera, Xylocopinae). Bull. Amer. Mus. Nat. Hist., *145*:221-301.

MICHENER, C.D. 1985. From solitary to eusocial: need there be a series of intervining species? Fortschritte der Zoologie, Bd 31. Hölldobler/Lindauer (Hrsg): Experimental Behavioral Ecology. G. Fisher Verlag. Stuttgart-New York, 293-305.

MICHENER, C.D. & D.J. BROTHERS. 1974. Were workers of social Hymenoptera initially altruistic or oppressed? Proc. Nat. Acad. Sci., *71*:671-674.

PLATEAUX-QUÉNU, C. 1959. Un nouveau type de societé d'insectes: *Halictus marginatus* Brullé (Hymenoptera, Apidae) Année Biol., *35*:325-444.

SAKAGAMI, S.F. & H.FUKUDA. 1972. Life of a japanese eusocial halictine bee, *Lasioglossum duplex* out of brood rearing season (Hymenoptera, Apidae). Ins. Soc., *19*:137-152.

SAKAGAMI, S.F. & Y. MAETA. 1977. Some presumably presocial habits of japanese *Ceratina* bees, with notes on various social types in Hymenoptera. Insectes Sociaux, *24*(4):319-343. Paris.

SAKAGAMI, S.F. & Y MAETA. 1989. Compatibility and incompatibility of solitary life with eusociality in two normally solitary bees *Ceratina japonica* and *Ceratina okinawana* (Hymenoptera, Apoidea) with notes of the incipient phase of eusociality. Jpn. J. Ent., *52*(2):417-439.

WEST-EBERHARD, M.J. 1978. Polygyny and the evolution of social behavior in wasps. J. Kansas Ent. Soc., *51*(4):832-856.

WHEELER, W.M. 1923. Social life among the insects. New York:Harcout, Brace y Company.

YANEGA, D. 1988. Social plasticity and early-diapausing females in a primitively social bee. Proc. Natl. Acad. Sci., *85*:4374-4377.

SIMPOSIO DE CONDUCTA ANIMAL
XV CONGRESO NACIONAL DE ENTOMOLOGIA
SOCIEDAD CHILENA DE ENTOMOLOGIA-UNIV. AUSTRAL DE CHILE
VALDIVIA - 1993

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 171-174

DESARROLLO Y GENETICA DE PATRONES DE MOVIMIENTO EN LARVAS DEL GENERO *DROSOPHILA*

RAUL GODOY-HERRERA[1]

RESUMEN

Este trabajo revisa patrones de dispersión de larvas de especies del género *Drosophila*. La forma como las larvas de *D. melanogaster*, de *D. simulans, de D. pavani*, de *D. gaucha* y de *D. hydei*, se trasladan de un lugar a otro son relativas a: i) los ambientes físicos donde ellas realizan sus actividades, ii) la edad o etapa del desarrollo que se estudie y iii) el genotipo de estos preadultos. Durante el desarrollo larval de *Drosophila* se producen cambios en la arquitectura del genotipo que controla conductas larvales. Estos cambios son responsables de alteraciones de los patrones de movimientos de esos preadultos. Se argumenta que cambios conductuales ligados al desarrollo larval, representan respuestas adaptativas de estos preadultos a los ambientes cambiantes y efímeros en que ellos viven.

ABSTRACT

Larval dispersal patterns of some *Drosophila* species are examined in this paper. The way in that larvae of *D. melanogaster, D. simulans, D. pavani, D. gaucha* and *D. hydei* move from one place to other depends on: i) physical characteristics of their breeding sites, ii) larval age and iii) larval genotype. As larval development proceeds some changes in the genetic architecture of the genotype controlling a variety of larval behaviors occur. Most of these changes are responsibles of modifications in the larval movement patterns. It is argued that those larval behavioral changes of *Drosophila* are adaptive responses. They contribute to adjust the larvae to changing and ephemeral envirorments of their breeding sites.

INTRODUCCION

Muchas variables influyen en la conducta larval de *Drosophila*. Comparadas con los adultos, las larvas de *Drosophila* están restringidas severamente en sus movimientos por el tipo de sustratos en el cual se desarrollan (Godoy-Herrera *et al.*, 1989). Estos sustratos son de tamaño relativamente pequeño, constituídos por partes de vegetales y de frutos en descomposición (Brncic, 1987). Estos ambientes, esencialmente transitorios y efímeros, exhiben condiciones microecológicas que cambian continuamente en el tiempo (Carson, 1971). Estas características de los sitios de crianza de muchas especies de *Drosophila* pueden limitar seriamente la eficiencia de las larvas para detectar y aprovechar recursos tales como alimento y espacio. Sin embargo, las larvas de éste género tienen patrones de conducta que les ayudan a sobreponerse a estas condiciones ambientales. Es asi como ellas utilizan información del ambiente (por ejemplo diferencias de humedad, consistencia y textura de sustratos) para modificar adaptativamente su conducta (Godoy-Herrera *et al.*, 1989).

Una de las conductas más bizarras de las larvas de *Drosophila melanogaster* es excavar (Godoy-Herrera, 1977). La excavación del medio por las larvas de *Drosophila* es un mecanismo para dispersar y utilizar el alimento y el espacio. La conducta excavatoria es de im-

[1]Depto. Biología Celular y Genética, Facultad de Medicina Norte, Universidad de Chile, Casilla 70061, Santiago (7) - Chile,

(Recibido: 5 de mayo de 1994. Aceptado: 13 de julio de 1994)

portancia cuando el número de individuos por volumen es alto. Es asi como en condiciones de alta densidad, las larvas de *D. melanogaster* responden excavando más profundamente en el alimento (Godoy-Herrera, 1977). Al final del período larval, estos preadultos buscan un lugar para pupar. En un sustrato seco (arena), las larvas excavan y penetran en él y como resultado la mayor parte de las pupas están enterradas en la arena. En un ambiente menos restrictivo (arena húmeda), la mayor parte de las larvas no excavan y una cantidad substancial de pupas de *D. melanogaster* se detectan en la superficie del sustrato (Godoy-Herrera *et al.*, 1989).

El propósito de la presente contribución es revisar la conducta de las larvas de *Drosophila*. En particular, se revisará la genética de conductas larvales de *Drosophila*. Los efectos de la edad larval sobre la conducta de estos preadultos son de particular interés, porque los cambios conductuales que causa el desarrollo larval están sintonizados con la ecología de éstos preadultos.

EXCAVACION Y DISPERSION DE LARVAS DE *DROSOPHILA*

Muy poco se conoce sobre patrones de dispersión larval en *Drosophila*. Es escasa la información sobre la contribución del genotipo a estas conductas; la mayor parte de los estudios de centran en la especie *D. melanogaster* (véase a Levine *et al.*, 1987). Debido a la naturaleza transitoria y cambiante de los sitios de crianza de muchas especies de *Drosophila*, las larvas están obligadas a ajustarse continuamente a nuevas condiciones ecológicas. Muy poco se comprende este proceso. Se debería esperar que las conductas responsables de la dispersión larval de *Drosophila* mostraran flexibilidad. En otras palabras, larvas de diferentes edades de *Drosophila* deberían estar dotadas de formas de conducta que las capacitaran para buscar y encontrar el ambiente en el cual se encuentren mejor ajustadas.

La excavación de sustratos es común para varias especies de *Drosophila*; Mc Coy (1962) ha informado que con excepción de *D. busckii*, larvas de *D.melanogaster*, *D. hydei*, *D. tripunctata* y *D. quinaria*, excavan en frutos de tomates caídos en el suelo. Carton y Sokolowski (1992) encontraron que, en la naturaleza, un parásito himenóptero contribuye a mantener las frecuencias de larvas "vagabundas" y de larvas "quietas" de *D. melanogaster*.

Estos son dos psicomorfos larvales que difieren en actividad locomotora. Carton y David (1985) encontraron que larvas "quietas" permanecen en las capas superficiales de los sustratos donde se crían y son infectadas por parásitos himenopteros en mayor proporción que las larvas "vagabundas" que se introducen en el sustrato.

Asi, la conducta excavatoria de *Drosophila* parece que está sometida permanentemente a presiones selectivas. Los factores ambientales que se cree actúan como agentes selectivos son: i) número de larvas de la misma y de otras especies de *Drosophila* (Godoy-Herrera, 1977; Levine *et al.*, 1987), ii) presencia de parásitos (Carton y David, 1985; Carton y Sokolowski, 1992) y iii) características físicas de los sustratos donde se crían esos preadultos (Godoy-Herrera *et al.*, 1989). Más investigaciones deberían identificar otros factores ambientales que influyen en la excavación larval.

GENETICA Y DESARROLLO DE LA CONDUCTA EXACAVATORIA.

Godoy-Herrera (1977) estudió el desarrollo de la excavación de sustratos por larvas de varias cepas de *D. melanogaster*. Este autor llenó tubos de vidrio de 2,5 x 10 cm con 4 ml de medio de Burdick (1954) mezclados con carbón vegetal pulverizado finamente (2 gm/100 ml de medio). Después de enfriado, éste medio se cubrió con 2 ml del mismo medio sin carbón. El espesor del medio sin carbón fue de 4 mm. Algunas larvas de *D. melanogaster* excavaban como se reveló por el hecho que su tracto digestivo contenía carbón (larvas excavadoras). Otras larvas permancecía sin teñirse presumiblemente porque no excavaron y consumieron alimento sin carbón de la superficie del medio de cultivo (larvas no excavadoras).

Godoy-Herrera (1986) encontró que la excavación del medio de cultivo aumenta con la

edad larval. Cruzamientos entre 4 cepas de *D. melanogaster* en todas las combinaciones posibles (cruces dialélicos), revelaron dominancia y heterosis para excavar. Un análisis biométrico realizado a las 72 y a las 108 horas de desarrollo larval, confirmó la dominancia para excavar y la presencia de genes aditivos. La dominancia para excavar y dispersar aumenta con la edad larval (Godoy-Herrera *et al.*, 1993). Estos hallazgos están en línea con los informados por Sewell *et al.* (1975) relativos a la conducta de la alimentación de larvas de *D. melanogaster*. Ellos encontraron que, en ésta especie, la tasa de alimentación es dependiente de la edad larval. La tasa máxima de ingesta de alimento ocurre al comienzo del tercer estado del desarrollo larval (72 horas de edad). Se esperaría que la excavación estuviera en paralelo con la tasa de alimentación ya que la excavación es un mecanismo para acceder a alimento todavía no consumido. Los datos aportados por Godoy-Herrera (1986) se ajustan a esta predicción.

Las larvas de las especies gemelas latinoamericanas *D. pavani* y *D. gaucha* también aumentan la excavación con el desarrollo (Godoy-Herrera, 1986). Después de las 132 horas de edad, las larvas de *D. pavani* penetran más de 4 mm en el sustrato (espesor del medio sin carbón), es decir el 100% de las larvas muestran carbón en su tracto digestivo. En contraste, después de las 132 horas de desarrollo larval, un 85% de las larvas de *D. pavani* muestran carbón en su estómago y un 15% de las larvas permanecen en la zona superior del sustrato hasta el final del período larval.

DESARROLLO DE OTRAS CONDUCTAS LARVALES

La conducta excavatoria de las larvas de *D. melanogaster* está compuesta por varios elementos: i) locomoción, ii) giros, iii) respuestas a la gravedad, iv) respuestas a la luz y v) respuestas a congéneres y/o a larvas de otras especies (revisión en Godoy-Herrera *et al.*, 1984, 1992, 1993 y Godoy-Herrera, 1993). Para otras especies de *Drosophila* los componentes de la excavación larval se conocen pobremente (Troncoso *et al.*, 1987).

La genética y el desarrollo de patrones larvales de movimiento de *D. melanogaster* y de su especie gemela *D. simulans*, los estudiaron Troncoso *et al.* (1987). Ellos encontraron que la locomoción larval aumenta con la edad, pero la tasa de cambios de dirección no se modifica sustancialmente entre las 24 y las 96 horas de edad larval. Como consecuencia, el patrón de movimiento de *Drosophila* tiende a ser más recto a medida que transcurre el desarrollo larval. Esta interacción entre los patrones de desarrollo de la locomoción y de giros probablemente contribuye a que las larvas construyan túneles rectos. Troncoso *et al.* (1987) también informan que la tasa de giros que realizan las larvas de *D. melanogaster* parece depender de un par de genes mayores que actúan aditivamente.

En un medio nutritivo, las larvas de *D. simulans* disminuyen la locomoción y realizan más giros que las de *D. melanogaster* (Troncoso *et al.*, 1987). Baker (1971) informa que las larvas de *D. simulans* prefieren para alimentarse las capas superiores del medio de cultivo, pero las larvas de *D. melagonaster* las encontró en el interior del sustrato. Hay una estrecha relación entre la tasa de excavación y el desarrollo de las conductas de locomoción y de giros y la forma con éstas dos conductas interactúan entre sí durante el período larval.

La sensibilidad para responder a la luz de las larvas de *D. melanogaster* también se modifica durante el desarrollo. Godoy-Herrera *et al.*, (1993) encontraron que los cambios en fotorespuesta a la luz blanca están ligados al desarrollo de ésas larvas y a cambios en la arquitectura del genotipo que controla ésta conducta. Entre las 24 y las 48 horas de edad las larvas prefieren para alimentarse ambientes oscuros, pero las larvas de 72 y más horas de desarrollo prefieren ambiente más iluminados. Un análisis biométrico demostró que la fotorespuesta de las larvas jóvenes depende de un genotipo constituído por genes aditivos, dominantes y epistáticos, pero la fotorespuesta de las larvas de 72 y más horas de edad, depende de genes epistáticos. Así, las diferencias fotoconductuales entre larvas jóvenes y maduras de *D. melanogaster*, parecen ser producto de cambios epigenéticos en los patrones de expresión génica.

CONCLUSIONES

La excavación la utilizan las larvas de *Drosophila* para dos funciones: i) mientras se alimentan y ii) durante la pupación. El genotipo que controla ésta conducta de las larvas de *D. melanogaster*, se caracteriza por aditividad y dominancia. Una complicación es que ésta arquitectura puede modificarse según avanza el desarrollo larval. La dominancia es típica de los caracteres importantes para la adecuación biológica. La dominancia asegura que un número máximo de genotípos expresen los fenotipos favorecidos por la selección. Una de las principales características de las conductas larvales de *Drosophila* es cambiar con el desarrollo. Muchos de éstos cambios reflejan cambios epigenéticos en los patrones de expresión génica. Ellos parecen representar adaptaciones a los ambientes a los cuales debe ajustarse la larva en diferentes períodos de su vida.

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo fue apoyado por los subsidios de FONDECYT 1275-91 y D.T.I. Universidad de Chile B-2309-9155.

Este trabajo está dedicado a Rosita Herrera Sepulveda y Raúl Godoy Osses.

LITERATURA CITADA

BAKER, J.S.F. 1971. Ecological differences and competitive interaction between *Drosophila melanogaster* and *Drosophila simulans*. Oecologia, *8*: 139-156.

BRNCIC, D. 1987. Coexistencia de diferentes especies de *Drosophila* en frutas fermentadas naturalmente. Medio Ambiente, *8*:3-9.

BURDICK, A.B. 1954. New medium of reproductive quality stable at room temperature. Drosph. Inf. Serv., *28*: 170.

CARSON, H.L. 1971. The ecology of *Drosophila* breeding sites. Harold L. Lyon Arboretum Lecture N° 2, Univ. Hawaii, Honolulu.

CARTON, Y. & J.R. DAVID. 1975. Relation between variability of digging behavior of *Drosophila* larvae and their susceptibility to a parasitic wasp. Behav. Genet., *15*:143-154.

CARTON, Y. & M.B. SOKOLOWSKI. 1992. Interactions between searching strategies of *Drosophila* larvae. Heredity, *56*:33-41.

GODOY-HERRERA, R. 1977. Inter-and intrapopulational variation in digging in *Drosophila melanogaster* larvae. Behav. Genet., *7*:433-439.

GODOY-HERRERA, R. 1986. The development and genetics of digging behavior in *Drosophila* larvae. Heredity, *56*: 33-41.

GODOY-HERRERA, R. 1993. A biometrical analysis of larval digging behavior in *Drosophila melanogaster*. Behav. Genet. (enviado a publicación).

GODOY-HERRERA, R.; B. BURNET; K.J. CONNOLLY & J. COGART. 1984. The development of locomotor activity in *Drosophila melanogaster* larvae. Heredity, *52*: 63-75.

GODOY-HERRERA, R.; L. CIFUENTES; M.F. DIAS DE ARCAYA; M. FERNANDEZ; M. FUENTES; I. REYES; & C. VALDERRAMA. 1989. The behavior of *Drosophila melanogaster* larvae during pupation. Anim. Behav., *37*:820-829.

GODOY-HERRERA, R.; M. ALARCON; H. CACERES; L. LOYOLA; I. NAVARRETE J.L. VEGA, 1992. The development of the photoresponse in *Drosophila melanogaster* larvae. Rev. Chilena Hist. Nat., *65*:91-101.

GODOY-HERRERA, R.I; J. FIGUEROA & R. SANTANDER, 1993. A developmental and biometrical analysis of larval photoresponse of *Drosophila*. Anim. Behav. (en prensa).

LEVINE, L., M. YATZ & R.F. ROCKWELL. 1987. Selection for larval vagility in *Drosophila melanogaster*. Behavior, *101*:236242.

Mc COY, C.E.. 1962. Population ecology of the common species of *Drosophila* in Indiana. J. Econ. Ent., *55*:978-985.

SEWELL, D.; B. BURNET & K.J. CONNOLLY. 1975. Genetic analysis of larval feeding behavior in *Drosophila melanogaster*. Genet. Res., *24*:163-173.

SIMPOSIO DE CONDUCTA ANIMAL
XV CONGRESO NACIONAL DE ENTOMOLOGIA
SOCIEDAD CHILENA DE ENTOMOLOGIA-UNIV. AUSTRAL DE CHILE
VALDIVIA - 1993

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 175-179

ARQUITECTURA GENETICA Y ADECUACION BIOLOGICA DE LA OVIPOSICION AGREGADA EN *DROSOPHILA MELANOGASTER*

GLADYS RUIZ-DUBREUIL[1]

RESUMEN

Las hembras de *Drosophila* exhiben oviposición agregada. Para determinar si esta conducta está bajo control genético, se realizaron diferentes análisis, los cuales indicaron: que la oviposición agregada es una propiedad del genotipo; que posee una base poligénica aditiva, en que la mayoría de los genes que la determinan se encuentran en los cromosomas II y III; que hay genes con efectos de dominancia para alta intensidad de agregación y que existe además un significativo efecto materno. En relación al valor adaptativo de esta conducta, se pudo concluir que las hembras más gregarias poseerían un mayor valor adaptativo, puesto que poseen una mayor longevidad y fertilidad que las menos agregadas, incrementando así la probabilidad de transmitir esta característica a sus descendientes.

ABSTRACT

Drosophila females exhibit gragarious oviposition. Different analyses were designed to probe wheter this behaviour is genetically determined. The results indicated: that aggregated oviposition is a property of the genotype; that this behaviour has an additive polygenic basis; that these genes are distributed over chromosomes II and III; that there are genes with dominant effects for high aggregation; and that a maternal effect is also present.
In relation to the components fitness correlated to oviposition, the *Drosophila*, showing more gregarius behaviour would have a superior fitness value fitness, as they present more longevity and fertility, thus increasing the probability of transmit this characteristic to the progeny.

INTRODUCCION

La agregación intraespecífica de huevos, larvas y adultos está suficientemente documentada en muchas especies de insectos que usan un recurso parche y efímero. Tales agregaciones se han considerado importantes por el rol que juegan en la biología de las especies, conduciendo a un aumento de la probabilidad de sobrevida del grupo y de cada uno de los que lo forman. Entre ellos se puede citar, la mejor explotación del recurso espacio y alimento, la capacidad tampón frente a compuestos tóxicos, la protección frente a climas desfavorables o a depredadores, la facilitación social y la estimulación de apareamientos (Dowood y Strickberger 1969; Linsley y Gazuer 1972; Wratten 1974; Treisman 1975; Budnik y Brncic 1975; Gillet *et al.* 1979; Deneuborg *et al.*, 1990, Ives 1991 y Jaenike *et al.*, 1992).

Experimentos en laboratorio (del Solar y Palomino 1966, Atkinson 1983, Chess y Ringo 1985) y en terreno (Brncic y Valente 1978, Brncic 1988), han puesto en evidencia que la mayoría de las hembras del género *Drosophila* tienden a ovipositar en forma agregada. Estas hembras, colocan un huevo a la vez (Kambysellis *et al.* 1980) y prefieren hacerlo en areas donde otras hembras han ovipositado previamente, formando así grupos de huevos con diferentes densidades.

[1]Instituto de Ecología y Evolución, Facultad de Ciencias, Universidad Austral de Chile, Casilla 567, Valdivia - Chile.

(Recibido: 5 de mayo de 1994. Aceptado: 13 de Julio de 1994)

Existen numerosos estudios que han analizado los diferentes factores ambientales que afectan la expresión de este rasgo. Entre estos factores se mencionan las condiciones del sustrato (Takamura 1984, Ruiz *et al.* 1993), humedad (Sameoto y Muller 1966), densidad de hembras (Barker 1973), temperatura (Fogelman 1979), iluminación y fotoperíodo (Gruwez *et al.* 1972, Seiger y Khamus 1987) y sustancias químicas tales como etanol y metanol (Gelfand y MacDonald 1980).

Dada la importancia que tiene la oviposición agregada, en la viabilidad de la progenie (Carson 1971, Stamp 1980), al aumentar la probabilidad de sobrevida de sus descendientes y el hecho de que ésta se observe también en experimentos de laboratorio, donde las condiciones ambientales permanecen constantes y homogéneas, nos interesó conocer su base hereditaria y su implicancia en algunos componentes de la adecuación biológica; objetivo de esta contribución.

ANALISIS GENETICO

Teniendo presente que la selección permite el análisis genético conductual de un rasgo que presenta gran variabilidad fenotípica, el primer paso de este estudio fue realizar un experimento de selección divirgente para alta y baja intensidad de agregación en la oviposición de *D. melanogaster.*

La respuesta fue bidireccional, asimétrica e iregularmente variable. Además la línea de alta intensidad de agregación tuvo una respuesta más rápida y fluctuante que la línea opuesta. En consecuencia, dado que fue posible cambiar la distribución de la expresión fenotípica a través de cruzamientos selectivos entre individuos que mostraban un mismo fenotipo, se pudo concluir que la oviposición agregada en *D. melanogaster* tiene una base hereditaria (Ruiz 1982, Ruiz y del Solar 1986).

El disponer de poblaciones con expresión fenotípica deseada, permite por otra parte realizar la hibridación de las líneas seleccionadas. Estos experimentos, se realizaron en dos generaciones diferentes (92 y 99) y permitieron inferir la intervención de varios loci en la gran variabilidad fenotípica existente entre los individuos altamente gregarios y no gregarios; además de revelar un efecto de dominancia para alta agregación de huevos (Ruiz y del Solar 1991).

Finalmente, los cruzamientos dialélicos, que consiste en cruzar una muestra fija de líneas endogámicas en todas las combinaciones posibles, permitió al cabo de sólo una generación subdividir la varianza genética del caracter en estudio. Además de inferir el tipo de selección natural que ha estado actuando sobre él (Broadhurst y Jinks 1986).

Las cepas seleccionadas para este análisis fueron: ojos Bar, alas taxi, alas dumpy y cuerpo negro, cuyas tasas de agregación evaluadas anteriormente (Ruiz 1992), resultaron ser estadísticamente diferentes.

El análisis de la matriz de las 16 F1 producidas al cruzar las cuatro cepas en todas sus combinaciones posibles, según metodología de Hayman (1954) y Crusio *et al.* (1984); permitieron confirmar la presencia y preponderancia de una varianza genética aditiva, como también de dominancia. Además se detectó un significativo efecto materno, posiblemente debido a elementos citoplasmáticos (Ruiz y del Solar 1993).

Caracteres estrechamente asociados con la adecuación biológica, generalmente muestran una significativa dominancia direccional (Bruell 1964). Este hecho, sumado a la amplia variedad de factores abióticos que influyen en la selección para oviposición, es consistente con el punto de vista que la intensidad de agregación de huevos es una conducta de importancia ecológica para las hembras.

Los recursos explotados por *Drosophila* están divididos en parches pequeños, discretos y efímeros, tales como frutas, flores, hojas y hongos. Frecuentemente, en estos sitios coexisten un gran número de especies, cada una con una clara tendencia para ovipositar en forma agregada (Shorrocks 1977, Brncic 1987, Rosewell *et al.* 1990). Estas agregaciones pueden ayudar a las larvas en la explotación de los recursos o protección a los efectos tóxicos de infectación y desecación de huevos únicos. En ciertas especies del grupo *Sophophora* y *Mesophragmatica*, existe una correlación positiva entre densidad de huevos y viabilidad huevo-adulto. Esta asociación

puede deberse a que cada larva elimina desechos y secreciones salivales en el sustrato, ayudando a la movilización del alimento (Budnik *et al.* 1971, Budnik y Brncic 1975).

Por otra parte, donde exista restricción de recursos, los fenotipos más gregarios gastarán menos energía en la búsqueda de sitios adecuados para la oviposición. Todas estas serían las posibles razones por la cual la selección natural ha llevado a que la conducta gregaria para la oviposición de *Drosophila* se deba a factores dominantes.

Recientemente, Ruiz y Kohler (1993) mediante marcadores cromosómicos, llegaron a determinar que los genes que influyen en esta conducta están distribuidos en los dos cromosomas autosómicos mayores de *Drosophila melanogaster,* cromosomas II y III.

Por otra parte, es importante mencionar que los diferentes niveles de oviposición agregada están asociados a diferencias entre el ordenamiento espacial que exhiben las hembras. Registros de la distribución de adultos hembras y machos cada una hora, durante un período de 12 horas, mostraron que las hembras de la línea de alta agregación para la oviposición tenían una distribución contagiosa. Por su parte, las hembras de la línea de baja tienden en la mayor parte del tiempo a distribuirse al azar, con evidencias ocasionales de agregación. En cambio los machos de ambas líneas se dispersan más bien al azar (Ruiz *et al.* 1993). Estos resultados estarían apoyando lo observado por Hofman (1987), quien detectó que las interacciones sociales de los machos de *D. melanogaster* involucran conductas de agresión y territorialismo, conduciendo a una sobredispersión de ellos.

ADECUACION BIOLOGICA

Si la oviposición agregada es lo más adecuado para *D. melanogaster*, cabe preguntarse, ¿qué pasa con los otros componentes de la adecuación biológica de las hembras que ovipositan muy agregadamente versus las que lo hacen más bien al azar?.

Estudios del período de latencia, duración de la cópula, fecundidad y longevidad, muestran que las hembras más gregarias son más longevas (48 días en promedio vs. 40 días), y a pesar de que su fecundidad (número de huevos ovipositados en toda su vida) es en promedio menor (66 huevos por hembra vs. 81), el porcentaje de organismos que llegan al estado adulto es significativamente superior: 96% vs 71% (Cárdenas *et al.* 1991).

Por otra parte, un análisis detallado de la velocidad de desarrollo, registrada cada 12 horas (Ruiz *et al.* 1992), mostró que los preadultos derivados de huevos muy agregados, tenían una velocidad de desarrollo promedio inferior que los de fenotipo opuesto (13 días vs. 12 días).

Estas correlaciones que se observan dentro de un mismo grupo de individuos de igual fenotipo, es posible que se deban a efectos pleiotrópicos de los genes que determinan alta o baja intensidad de agregación y/o simplemente efectos correlacionados a la selección. Pero independiente de su origen es evidente que las hembras que ovipositan más agregadamente, presentarían un valor adaptativo superior, puesto que su mayor longevidad y fertilidad le incrementa la probabilidad de transmitir sus características a sus descendientes.

Finalmente, conviene recordar que para que haya una respuesta evolutiva frente a la selección natural, debe existir variabilidad fenotípica dentro de la población, esta variación debe tener un componente genético y además debe haber una selección diferencial de acuerdo al fenotipo, todo lo cual ha quedado suficientemente demostrado en el presente trabajo.

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo fue financiado por los proyectos FONDECYT 1930394 y RS 92-43 de la D.I.D. de la Universidad Austral de Chile.

REFERENCIAS

ATKINSON, W.D. 1983. Gregarious oviposition in *Drosophila melanogaster* is explained by surface texture. Aust. J. Zool., *31*:925-929.

BARKER, J.S.F. 1973. Adult population density, fecundity and productivity in *Drosophila melanogaster* and *Drosophila simulans*. Oecología, *11*:82-92.

BRNCIC, D. 1987. Coexistencia de diferentes especies de *Drosophila* en frutos fermentados naturalmente. Medio Ambiente, *8*(2):3-9.

BRNCIC, D. y V. VALENTE. 1978. Dinamica das comunidades de *Drosophila* que se establecem en frutos silvestres no Rio Grande do Sul. Ciencia y Tecnología (Brasil), *30*:1104-1111.

BROADHURST, P.L. & J. JINKS. 1986. What genetical architecture can tell us about the natural selection of behavioral traits. En Van Abeelen, K.H.F. (ed) The Genetics of Baheviour, North-Holland Publ. Co. Amsterdam.

BRUELL, J.H. 1964. Inheritance of behavioral and physiological characters of mice and the problem of heterosis. Anim. Zool. *4*:125-138.

BUDNIK, M. & D. BRNCIC. 1975. Effects of larval biotic residues on viability in four species of *Drosophila*. Evolution *29*:777-780.

BUDNIK, M.I; D. BRNCIC & S. KOREF-SANTIBAÑEZ. 1971. The effect of crowding on chromosomal polymorphis of *Drosophila pavani*. Evolution, *25*:41O-419.

CARDENAS, H.; G. RUIZ & H. HOENIGSBERG. 1991. Indirect selection of adult fitness components in *Drosophila melanogaster*. Evol. Biol., *5*:133-159.

CARSON, H.L. 1971. The ecology of *Drosophila* breeding sites. University of Hawaii. H.L. Lyon. Arboretum Lecture. Number Two, Hawaii.

CRUSIO, W.; J.M. KERBUSH & H.F. van ABEELEN. 1984. The replicated diallel cross. A generalised method of analysis. Beh. Genet. *14*:81-104.

CHESS, K. & J. RINGO. 1985. Oviposition site selection by *Drosophila melanogaster* and *D. simulans*. Evolution, *39*: 869-877.

DOWOOD, M & M. STRICKBERGER. 1969. The effects of larval interaction on viability in *Drosophila melanogaster*. III. Effects of biotic residues. Genetics, *63*:213-220.

DEL SOLAR, E. & H. PALOMINO. 1966. Choice of oviposition in *Drosophila melanogaster*. Am. Nat., *100*:127-133.

DENEUBOURG, J., J. GREGOIRE & E. LE FORT. 1990. Kinetics of larval gregarious behavior in the bark beetle *Dendroctonus micans* (Coleoptera:Scolytidae). J. Insect. Beh., *3*:169-182.

FOGELMAN, J.C. 1979. Oviposition site preference for subtrate temperature in *Drosophila melanogaster*. Beh. Genet., *9*:407412.

GELFAND, L. & J. MCDONALD. 1980. Relationships between ADH activity and behavioral response to environmental alcohol in *Drosophila*. Behav. Genet., *19*:237-244.

GILLET, S.; P. HOGARTH & J. NOBLE. 1979. The response of predators to varying densities of gregaria locust nymphs. Anim. Beh., *27*:592-596.

GRUWEZ, G.; G. HOSTE; C. LINTS & F. LINTS. 1972. Oviposition rhythm in *Drosophila melanogaster* and its alteration by changes in the photoperiodicity. Experientia, *27*:1414-1416.

HAYMAN, B. 1954. The analysis of variace of diallel tables. Biometrics 10:407-412.

HOFMAN, A. 1987. A laboratory study of male territoriality in the sibling species *Drosophila melanogaster* and *D simulans*. Anim. Behav., *35*:870-818.

IVES, A. 1991. Aggregation and coexistence in a carrion fly community. Ecol. Mon., *61*:75-94.

JAENIKE, J.; R. BARTELT; A. HUBERTY; S. THIBAULT & J. LIBLER. 1992. Aggregations in mycophagus *Drosophila* (Diptera: Drosophiladea): Candidate pheromones and field responses. Ann. Entomol. Soc. Am *85*(6): 969-704.

KAMBYSELLIS, M.; T. STARMER; G. STARMER & W. HEED. 1980. Studies on oogenesis in natural population of Drosophilida II. Significance of microclimatic changes on oogenesis of *D. mimica*. Am. Nat., 115-67-911.

LINSLEY, E. & M. GAZUER. 1972. Diurnal and seasonal behaviour patterns among adults of *Protoxaea gloriosa* (Hymenoptera, Oxalidae) Am. Mus. Novitates, *2509*:1-25.

ROSEWEEL, J.; B. SHORROCKS & K. EDWARDS. 1990. Competition on a divided and ephemeral resource: Testing the assumptions. I. aggregation. J. Anim. Ecol., *59*:977-1001.

RUIZ, G. 1982. Selección divergente para área de oviposición en *Drosophila melanogaster,* Meigen. Tesis Magister en Ciencias, Universidad Austral de Chile.

RUIZ, G. 1992. Aggregation rates in laboratory strains od *Drosophila melanogaster*. Dros. Inf. Serv; *70*:142-143.

RUIZ, G. & E. DEL SOLAR. 1986. Effect of selection on oviposition site preference in *Drosophila melanogaster*. Aust. J. Biol. Sci., *39*:155-160.

RUIZ, G. & E. DEL SOLAR. 1991. Genetic influences on gregarious oviposition in *Drosophila melanogaster*. Evol. Biol., *5*:161-171.

RUIZ, G. & E. DEL SOLAR. 1993. A diallel analysis of gregarious oviposition in *Drosophila melanogaster*. Heredity, *70*:281284.

RUIZ, G. & N. KOHLER. 1994. Chromosomal analyses of gregarious oviposition by *Drosophila melanogaster*. Beh. Genet., *24*(2):(en prensa).

RUIZ, G., H. CARDENAS & H. HOENIGSBERG. 1992. Genetic correlation under selection for high and low egg aggregation in components of fitness with multiple pleiotropy in *Drosophila melanogaster*. Evol. Biol., *6*:135-174.

RUIZ, G.; BURNET & K. CONNOLLY. 1993. Behavioral correlates of selection for oviposition by *Drosophila melanogaster* females in a patchy environment. Heredity (en prensa).

SAMEOTO, D. & R. MULLER. 1966. Factors controlling the productivity in *Drosophila melanogaster* and *D. simulans*. Ecology, *47*:695-704.

SEIGER, W., H. KHAMUS. 1987. A multifactorial behavioral study of coexisting Drosophilid species in nature. Evolution *41*:209-217.

SHORROCKS, B. 1977. An ecological classification of European *Drosophila* species. Oecologia (Berlin), *26*:335-345.

STAMP, N. 1980. Egg deposition patterns in butterflys: Why do some species cluster their egg rather than deposit them singly? Am. Nat., *115*:367-380.

TAKAMURA, T. 1984. Behavior genetic of choice of oviposition site in *Drosophila melanogaster*. IV. Differentiation of oviposition force in melanogaster species subgroup. Jap. J. Genet., *59*:71-81.

TREISMAN, M. 1975. Predation and the evolution of gregariouness. I. Models for concealment and evasion. Anim. Beh., *23*:779-800.

WRATTEN, S.D. 1974. Aggregation in the birch aphid *Euceraphis punctipennis* (Zett.) in relation to food quality. J. Anim. Ecol., *.43*:779-800.

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 181-183

PRIMER REGISTRO DEL ESCOLITIDO DEL OLMO, *SCOLYTUS MULTISTRIATUS* (MARSHAM) (COLEOPTERA:SCOLYTIDAE), EN CHILE.

MARCOS A. BEÉCHE C.[1] Y RAQUEL S. MUÑOZ G.[2]

RESUMEN

Se señala por primera vez la presencia en Chile del escolítido del olmo *Scolytus multistriatus* (Marsham). Se indican los caracteres morfológicos externos del adulto, la biología de la especie y la sintomatología del daño, según lo señalado en la literatura consultada.

ABSTRACT

The presence of *Scolytus multistriatus* (Marsham) is recorded from Chile for the first time. External adult characters, biology and symptom of its damage are indicated, as cited in the literature consulted.

INTRODUCCION

El olmo (*Ulmus* sp.) es una de la especies forestales más cultivadas en la zona central de Chile, constituyendo un importante elemento escénico vegetacional.

La utilización de este árbol ornamental, originario del Hemisferio Norte, se remonta a la época del Imperio Romano, período en el cual llegó a ser considerado en algunas áreas como un símbolo del avance de dicho imperio. Sin embargo, su cultivo tanto en Europa como en América del Norte, se ha visto significativamente limitado en el presente siglo, como consecuencia de una enfermedad que le afecta, conocida como la grafiosis del olmo, la cual es provocada por el hongo *Ceratocystis ulmi* (Buisan), siendo uno de sus principales vectores el escolítido del olmo. *Scolytus multistriatus* (Marsham).

Este insecto, originario de Europa y parte de Asia, fue accidentalmente introducido a Estados Unidos de Norteamérica y Canadá, donde ha provocado una destructiva acción en los olmedales de numerosas localidades (USDA, 1980). Su actual distribución geográfica abarca además Argelia y Egipto (Commonwealth Institute of Entomology, 1975) y Australia (Commonwealth of Australia, 1983), donde fue reportado por primera vez en 1974. El presente corresponde al primer registro de *S. multistriatus* para América del Sur.

MATERIALES Y METODOS

A partir del mes de Junio de 1992 y hasta Febrero de 1993, fueron prospectadas cortinas cortavientos y ejemplares aislados de olmo (*Ulmus* sp.), en la Región Metropolitana y V Región de Chile. En aquellos árboles que evidenciaron posibles signos de ataque por *S. multistriatus*, tales como follaje seco y perforaciones circulares sobre la corteza, fueron extraídas secciones de la corteza, con el propósito de observar la presencia de estados inmaduros y adultos del insecto.

[1]Servicio Agrícola y Ganadero, Av. Bulnes N° 140, Santiago-Chile
[2]Servicio Agrícola y Ganadero, Av. Alonso Ovalle N° 1329, Santiago-Chile
(Recibido: 22 de abril de 1993. Aceptado: 5 de octubre de 1993)

RESULTADOS

Se reportó la presencia de adultos muertos de *Scolytus multistriatus* (Marsham) en las localidades de Pudahuel, Talagante y Las Condes (Región Metropolitana), durante los meses de Junio y Julio de 1992. Posteriormente fueron identificados adultos y larvas vivas de esta especie, provenientes de la localidad de Melipilla (Región Metropolitana), durante el mes de Febrero de 1993. No fue reportada la presencia del insecto en la V Región.

Descripción del adulto: De acuerdo a lo señalado por Wood (1982), este insecto corresponde a un pequeño escarabajo de 1,9 hasta 3,1 milímetros de longitud y 2,2 veces más largo que ancho. Su coloración general es rojizo oscuro, pudiendo presentar los élitros un tono algo más claro que el resto de su cuerpo (Fig. 1).

Macho con frente cóncava entre los ojos y del epístoma al vertex, con cerdas largas y moderadamente abundantes; hembra con frente convexa y con cerdas cortas y ralas.

Pronoto subcuadrangular, glabro, de superficie brillante con puntuación profunda moderadamente densa.

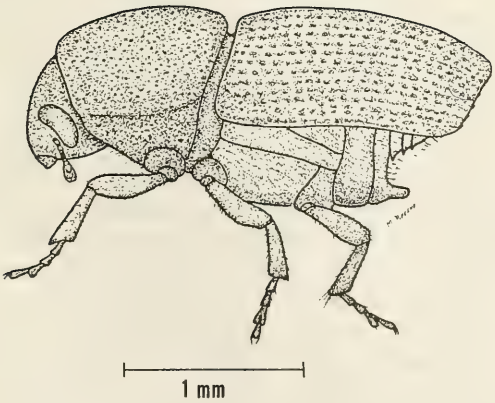


Figura 1: Adulto macho de Scolytus *multistriatus*

Elitros 1,3 veces más largo que ancho, con estrías uniseriadas de punteadura profunda y estrecha. Superficie glabra a excepción de unas pocas setas en la declividad elitral.

Abdomen con esterno 2 subvertical, con una espina medial de forma subcilíndrica, ubicada en el margen posterior de este segmento. En la zona lateral del margen posterior de los segmentos 2-4 presenta tubérculos pequeños y finos.

Biología y daños: Wood (1982) señala que la emergencia de los adultos de *S. multistriatus* ocurre durante la primavera. Los adultos vuelan hacia las ramillas de los olmos sanos, en las cuales se alimentan del floema e inoculan el hongo causante de la grafiosis del olmo.

La hembra escoge para su postura, olmos enfermos o caidos, en los cuales se introduce al floema, mediante una perforación circular de la corteza. A nivel subcortical, forma una galería longitudinal, paralela al eje longitudinal del árbol, a lo largo de la cual deposita sus huevos en ambos costados, en pequeñas celdillas.

Las larvas emergidas, forman galerías radiales desde la galería de postura, las que siguen un curso más o menos definido. La pupación ocurre en la corteza.

Se ha observado que esta especie puede presentar 1 a 3 generaciones al año, según las condiciones climáticas del área.

DISCUSION

La presencia de *S. multistriatus* en Chile puede provocar un daño visual de consideración, en especial en los olmedales ubicados en los parques y jardines de las áreas urbanas y en las cortinas cortavientos de los sectores rurales. No obstante, los efectos que este insecto llegue a provocar dependerán en gran medida, de la presencia del hongo causante de la grafiosis del olmo (*C. ulmi*), asociado a las poblaciones del insecto presentes en el país.

Debido a lo anterior, se considera necesario la ejecución de estudios destinados a establecer la presencia de *C. ulmi* en Chile, y de ser así, determinar su grado de patogenicidad. En forma complementaria a lo anterior, será necesario determinar el ciclo biológico de la plaga

en Chile y su distribución geográfica, más allá de las regiones prospectadas a la fecha. Estos antecedentes serán necesarios en la ejecución de posibles actividades de control.

Difícilmente la presencia de *S. multistriatus* en Chile, provocaría un impacto negativo en las exportaciones forestales, dado que este insecto no se asocia a las mercaderías forestales exportadas normalmente por nuestro país.

LITERATURA CITADA

COMMONWEALTH INSTITUTE OF ENTOMOLOGY (CIE). 1981. Distribution maps of pest. Map (347)/1975. *Scolytus multistriatus* (Marsham) (Coleoptera:Scolytidae).

COMMONWEALTH OF AUSTRALIA. 1983. The Australian Plant Quarantine Service. Commonwealth Department of Health. 150 p.

U.S.D.A. FOREST SERVICE. 1980. Western Forest Insects. Miscellaneous Publication (1339); 654 p.

WOOD, S. 1982. The bark and ambrosia beetles of North and Central America (Coleoptera:Scolytidae) a taxonomic monograph. Great Basin Naturalist Memoirs (6), 1359 p.

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 185-186

ECHINOPSIS CHILENSIS (FRIEDRICH ET ROWLAND): AN ENDEMIC BREEDING SITE FOR *DROSOPHILA PAVANI* BRNCIC 1957.

GERMÁN MANRÍQUEZ[1] AND MORITZ BENADO[1,2]

ABSTRACT

The endemic species *D. pavani* was bred from the fermenting tissues of the columnar cactus *E. chilensis*, collected near Til-Til (33°05' S, 70°54' W). This is the first time that an endemic host is described for the species.

RESUMEN

Se obtuvo individuos de *D. pavani* de los tejidos fermentados del cactus columnar *E. chilensis* hallados en las cercanías de Til-Til (33°05'S, 70°54' W). Esta es la primera vez que se describe un hospedero endémico para *D. pavani*.

INTRODUCTION

In *Drosophila*, oviposition choice es related to the host's trophic and physico-chemical characteristics (Barker, 1990), and this is not usually considered when collecting flies in the field. The standard fermenting bait may seriously bias the samples taken from a local community.

D. pavani is widespread in Chile, ranging from Copiapó (27°20'S) to Valdivia (39°52'S). The fly is endemic and belongs to the *D. mesophragmatica* group in the subgenus *Drosophila* (Brncic 1957, 1987a) . Although easily collected with fermenting banana baits in a variety of different wild habitats, and in several ones associated with man such as gardens and orchards (Brncic, 1987b), little is known about its breeding sites.

In this paper, we identify a natural endemic host for *D. pavani*, the columnar cactus *E. chilensis*; its fermenting tissues are used in the field as breeding sites by the fly.

MATERIAL AND METHODS

We sampled a locality 50 km to the NW of Santiago, near Til-Til (33°05' S, 70°54' W) . The surrounding mountains support abundant populations of the columnar cactus *E. chilensis*, as well as other Cactaceae and xerophytic shrubs. Fermenting tissues ("rot-pockets") of *E. chilensis* were collected on July, 1992, taken to the laboratory, and transferred into population cages kept at room temperature. Adults were allowed to emerge and isofemale lines were set up to establish their specific status. Fermenting baits of kiwi and banana were set from 11:00 to 18:00 with no results. The lines were crossed to tester strains for the *D. mesophragmatica* group, v.z., *D. pavani* (La Florida, Santiago de Chile), *D. pavani* (La Serena, Chile), *D. gaucha* (Jaeger & Salzano, 1953) (Tainhas, Brazil), *D. mesophragmatica* (Brncic & Koref-Santibañez, 1957) (La Paz, Bolivia) and *D. mesophragmatica* (Colombia). We run 2 series of crosses, with 3 repli-

[1]Departamento de Biología Celular y Genética, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Independencia 1027, Santiago de Chile.

[2]Departamento de Estudios Ambientales, Universidad Simón Bolívar, Caracas, Venezuela.

(Recibido: 29 noviembre de 1993. Aceptado: 14 de julio de 1994).

cates/series. A cross was considered successful when an abundant F_2 was obtained. The flies were identified with keys published by Brncic (1957, 1987a). We also checked the polythenic chromosomes of hybrids between the emerged flies and *D. gaucha* (Tainhas). *E. chilensis* was identified with the key published by Hoffmann (1989).

RESULTS AND DISCUSSION

A total of 38 females and 43 males emerged from the rotpockets in the laboratory, that were provisionally identified as *D. pavani* In Table 1, we show the results of the crosses with the tester strains, only the crosses with both *D. pavani* strains gave abundant F_2's. The chromosome analysis confirmed the specific status of the emerged flies.

In Chile, an association between endemic cacti and endemic *Drosophila* was reported for *D. atacamensis* (Brncic, 1987) and *Copiapoa cinerea* Philippi (Brncic, 1987b). Such associations have been studied in detail, among others, for the Sonoran Desert (Heed & Mangan, 1986) and for Northern South America (Benado *et al.*, 1984; Benado, 1989). In the latter region, the most efficient collecting method is by rot-pocket sampling, rather than by using standard baits (Benado, unpublished). Our results show that in Central Chile the sampling of fermenting tissues is also an efficient method, and that the endemic *E. chilensis* is not an ocassional host for *D. pavani* since emergences were abundant. However, our records indicate that Cactaceae rot in Chile mainly in Winter. This opens the possibility that *D. pavani* may shift hosts seasonally.

ACKNOWLEDGEMENTS

Universidad de Chile (Vicerrectoria Académica y Estudiantil, Departamento de Postgrado y Postítulo, Beca N° 042-93) partially funded this project. We thank Dr. Danko Brncic for his advice concerning the biology and systematics of *D. pavani.* We also thank Dr. Myriam Budnik for the use of computing facilities. M.B. was an Invited Professor at the Universidad de Chile sponsored by the O.A.S.

REFERENCES

BARKER, J.S.F. 1990. Ecological and Evolutionary Genetics of *Drosophila.* pp- 119-120. Plenum Press, New York.

BENADO, M. 1989. Competitive release in the Cactophilic Fly, *Drosaphila venezolana.* Ecotropicos, 2(1): 45-48.

BENADO, M.; A. FONTDEVILLA, H.G. CERDA; G. GARCÍA; RUZ C. MONTERO. 1984. On the Distribution and the Cactiphilic Niche of *Drosophila martensis* in Venezuela. Biotropica, *16*:120-124.

BRNCIC, D. 1957. Las Especies Chilenas de Drosophilidae, 136pp, Monografías Biológicas, Universidad de Chile, Santiago.

BRNCIC, D. 1987a. A review of the genus *Drosophila* Fallén (Diptera: Drosophilidae) in Chile with the description of *Drosophila atacamensis* sp. nov. Revista Chilena de Entomología, *15*:37-60.

BRNCIC, D., 1987b. Coexistencia de diferentes especies de *Drosophila* en frutas fermentadas naturalmente. Medio Ambiente, *8*(2): 3-9.

HEED, W. & R. MANGAN. 1986. Community ecology of the Sonoran Desert *Drosophila.* In: M. Ashburner, H.L. Carson and J.M. Thompson (eds.), The genetics and biology of *Drosophila,* pp. 311-347, vol. 3e. Academic Press, New York.

HOFFMANN, A. 1989. Cactáceas en la Flora silvestre de Chile, Fundación Claudio Gay, Empresa editora *El Mercurio,* Santiago de Chile.

TABLE 1
CROSSES BETWEEN INDIVIDUALS THAT EMERGED FROM *E. CHILENSIS* WITH TESTER-STRAINS FROM THE *D. MESOPHRAGMATICA* GROUP.

	mesophragmatica	group	strains
	D. pavani La Florida, La Serena	*D. gaucha* Tainhas	*D.mesophragmatica* La Paz, Colombia
Drosophila sp. (Til-Til)	fertile F_2	sterile F_1	dead embryos

COMENTARIOS BIBLIOGRAFICOS

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 187-190

GAGNE, RAYMOND J. 1994. The gall midges of the neotropical region. Cornell University Press, 352 pp.

El libro en cuestión, escrito por una autoridad indiscutida en la materia, es una reciente y condensada revisión del conocimiento de la familia Cecidomyiidae (Diptera) en la Región Neotropical. Esta familia está directamente asociada a la formación de cecidios, de donde deriva su nombre común de "mosquitos formadores de agallas o cecidios" (Gall Midges), si bien no todas sus especies tienen este particular tipo de vida

El autor hace su entrega mediante el siguiente esquema:

- Una muy somera introducción al tema.
- Una breve historia del estudio de la familia en la región neotropical, tanto desde el punto de vista taxonómico como de los cecidios que origina. En este capítulo destaca los aportes de algunos científicos como J-J. Kieffer, E.H. Rübsaamen, J. da Silva Tavares, E.P. Felt, M.T. Cook, P. Jörgensen, J. Brèthes, C.A.V. Houard y E. Möhn, etc.
- Un breve capítulo sobre anatomía externa de los cecidómidos desde huevo a imago.
- Un breve capítulo dedicado a aspectos biológicos de la familia, destacando, entre otros: hábitos alimentarios de las larvas, pedogénesis, diapausa, ovoposición, alimentación del adulto, duración del ciclo de vida, mortalidad.
- En el capítulo cuarto entrega instrucciones básicas para la colecta y estudio posterior de los especímenes.
- Los capítulos 5 y 6 configuran la parte fundamental del libro. En el capítulo 5, denominado "Sinopsis de los Cecidomyiidae neotropicales", entrega claves de Subfamilias, clave de supertribus de Cecidomyiinae y claves de tribus y géneros de algunas de estas. A continuación de cada género se presenta la lista actualizada de las especies hoy en día reconocidas, indicándose su hospedero. La actualización realizada por el autor implica la creación de nuevas tribus, géneros y especies, reemplazo de nominaciones, restitución de géneros y especies, sinonimias genéricas y específicas y nuevas combinaciones.
- El capítulo 6 se refiere a los hospederos y a los cecidios formados por Cecidomyiidae en la región neortropical. La entrega de la información se hace mediante una clave, ordenada alfabéticamente por familias y géneros de hospederos. Dentro de cada género se menciona el tipo de cecidio, la especie de cecidómido huesped, la especie hospedera, su distribución y la referencia bibliográfica principal.
- Termina el texto con un pequeño glosario.

En conjunto, el libro es una excelente compilación del conocimiento actual de la familia Cecidomyiidae y de su relación con las plantas (cecidios) de la Región Neotropical. Su presentación le confiere la calidad de guía práctica de identificación de las especies de cecidómidos así como de los cecidios por ellas formados, lo que la convierte en un excelente instrumento para investigaciones futuras.

Finalmente, el libro es un llamado a intensificar el estudio de la relación Cecidomyiidae-Cecidio, ya que en más de 200 casos de cecidios adjudicados a estos mosquitos la especie del díptero no esta identificada (sólo se menciona cecidómio) y en una cincuentena de casos sólo se indica el nombre genérico.

FRANCISCO SAIZ
Ecología, Univ. Católica de Valparaíso

ARANEAE

GOLOBOFF, P.A. 1993. A reanalysis of mygalomorph spider families (Araneae). American Museum Novitates, (3056): 1-32.

Se efectúa una revisión de la clasificación superior de Mygalomorphae, implicando un nuevo ordenamiento de taxa a nivel de superfamilias y determinándose una composición heterogenea en algunos otros.

GOLOBOFF, P.A. 1994. Migoidea de Chile, nuevas o poco conocidas (Aranaea:Mygalomorphae). Revista de la Sociedad Entomológica Argentina, *53*:65-74.

Se describen dos nuevas especies de Actinopodidae para Chile (*Plesiolena jorgelina* y *Missulena tussulena*), tratando además a *P. bonneti* (Zapfe) y a *Calathotarsus pihuychen* Goloboff (Migidae).

PLATNICK, N.I. 1994. A revision of the spider genus *Caponina* (Araneae, Caponiidae). American Museum Novitates, (3100): 1 - 15.

Describe para Chile una nueva especie, *Caponina chilensis*; respecto a la otra especie previamente adscrita a este género (*C. leopoldi* Zapfe), establece que no es congenérica con la especie tipo del género.

COLEOPTERA

ALVARENGA, M. 1994. Catálogo dos Erotylidae (Coleoptera) neotropicais. Revista Brasileira de Zoologia, *11*(1): 1-175.

De acuerdo a este catálago, se encuentran presentes en Chile *Ischyrus bifasciatus* Guérin, *Mycotretus chilensis* Crotch, *Triplax azureipennis* Guérin, *T. bicolor* Guérin, *Neoxestus chilensis* Crotch e *Iphiclus klugi* Lacordaire.

BRENDELL, M.J.D.; M. DACCORDI & S.L. SHUTE. 1993. On the systematic position of the genus *Brachyhelops* Fairmaire (Coleoptera Chrysomelidae). Bolletino Museo Civico di Storia Naturale di Verona, *17*: 265-276. (1991).

Se traspasa formalmente a *Brachyhelops*, con su única especie incluída *B. hahni* Fairmaire que es propia del extremo sur de Chile, desde Tenebrionidae a Chrysomelidae; dentro de esta última familia es ubicado en Chrysomelinae

(Chrysomelini: Entomoscelina) y relacionada con elementos de Sudáfrica y Australia.

GOLBACH, R.; M. GUZMAN DE TOMÉ y S. ARANDA. 1991. La subfamilia Ctenicerinae (Col. Elateridae) de la región neotropical y nuevas citas para la República Argentina. Acta Zoologica Lilloana *40*(1): 89-94.

Tratan a *Ctenicera philippi* (Fleutiaux), nueva combinación y a *Somomecus parallelus* Solier; ambas especies presentes también en Chile. Cita además a *C. canaliculata* Fairmaire, distribuída en Argentina y Chile.

JEREZ R., V. 1991. El género *Dictyneis* Baly, 1865 (Coleoptera: Chrysomelidae: Eumolpinae). Taxonomía, distribución geográfica y descripción de nuevas especies. Gayana, Zoología, *55*(1): 31-52.

Se efectúa una revisión del género *Dictyneis*, endémico de Chile describiéndose 3 nuevas especies; este género queda representado por 9 especies exclusivas de nuestro país. Se presentan claves para identificación de machos y hembras.

KUKALOVÁ-PECK, J. & J.F. LAWRENCE. 1993. Evolution of the hind wing in Coleoptera. The Canadian Entomologist, *125*: 181-258.

Se examinan los principales caracteres del ala posterior (nervadura, articulación y plegamiento), en representantes de más de 100 familias de Coleoptera; esta actividad es combinada con el análisis de antecedentes reportados en la literatura. Los autores analizan desde esta perspectiva, las relaciones de parentesco entre los 4 subordenes actualmente reconocidos, definiendo dos linajes dentro de Polyphaga.

KUSCHEL, G. 1992. Reappraisal of the Baltic Amber Curculionoidea described by E. Voss. Mitteilungen des Geologisch-Paläontologisches Institut Universität Hamburg, *73*: 191-215.

En un Apéndice a este trabajo (páginas 202 a 207), el autor transfiere a *Caenominurus*, con su única especie *C. topali* Voss, desde Attelabidae a Brentidae; dentro de esta última familia describe además a *Chilecar*, monoespecífico, con *C. pilgerodendri*. Ambas especies se encuentran asociadas a Cupressaceae, la primera de ellas presente en Chile y Argentina y la segunda hasta el momento exclusiva a Chile. Ambos géneros son relacionados con el género australiano *Car*.

LANTERI, A.A. 1993. La partenogénesis geográfica y la sinonimia de *Asynonychus cervinus* (Boheman) y *A. godmanni* Crotch (Coleoptera: Curculionidae) Revista de la Sociedad Entomológica Argentina, *52*: 100.

Se restablece como nombre válido a *Asynonychus cervinus* (Boheman), correspondiendo el nombre *A. godmanni* (Crotch) a la forma partenogenética de ella.

LANTERI, A.A. 1994. Systematic study and cladistic analysis of the genus *Aramigus* Horn (Coleoptera: Curculionidae). Transactions of the American Entomological Society, *120*(2): 113-144.

De las siete especies que integran este género, sólo *Aramigus tessellatus* se presenta en Chile; es un elemento propio de Brasil, Uruguay y Argentina que ha sido introducido en Estados Unidos de Norteamérica y México, además de nuestro país. En este aporte se puede encontrar la sinonimia completa, de esta especie, con formas partenogenéticas y de gran variabilidad.

LESCHEN, R.A.B. & J.F. LAWRENCE. 1991. Fern sporophagy in Coleoptera from the Juan Fernandez Islands, Chile, with descriptions of two new genera in Cryptophagidae and Mycetophagidae. Systematic Entomology, *16*: 329-352.

Dentro de Cryptophagidae describen al nuevo género *Cryptoyhelypterus* que incluye 5 especies, 2 de ellas nuevas entidades, que se alimentarían de esporas de helechos; para Mycetophagidae se propone el nuevo género *Filicivora*, para incluir en él a *Mycetophagus chilensis* Phil. & Phil., con régimen alimenticio también basado en esporas de helechos. Esta última situación es comprobada además en el caso de *Opisolia lenis* Jordan (Anthribidae).

MORRONE, J.J. 1994. Clarification of the taxonomic status of species formerly placed in *Listroderes* Schoenherr (Coleoptera: Curculionidae), with the description of a new genus. American Maseum Novitates, (3093): 1-11

El autor presenta la continuación de su tarea de desmembramiento del género *Listroderes*; en lo relativo a especies presentes en Chile transfiere a *Listroderes griseus* Guérin al género *Acrostomus* y a *L. philippi* Germain, al género *Germainiellus*. En este aporte presenta además un listado de especies, de acuerdo al ordenemiento actual de géneros.

MORRONE, J.J. 1994. Systematics, cladistics, and biogeography of the andean weevil genera *Macrostyphlus, Adioristidius, Puranis,* and *Amathynetoides*, new genus (Coleoptera: Curculionidae). American Museum Novitates, (3104): 1-63.

Efectúa una revisión de las especies previamente asignadas a *Macrostyphlus*; como fruto de su investigación describe un nuevo género, restablece otras dos entidades genéricas y describe 26 nuevas especies, En lo relativo a Chile, se encuentran representados los géneros *Adioristidius* Voss (con 4 especies, 3 de ellas nuevas), *Amathynetoides* Morrone (con 3 especies) y *Puranius* Germain (con 15 especies, 7 de ellas nuevas).

PEÑA G., L.E. 1991. El género *Adelium* Kirby en América (Coleoptera-Tenebrionidae). Revista de la Sociedad Entomológica Argentina, *49*: 79-84.

Se entrega una clave para el reconocimiento de las especies de *Adelium* y las descripciones de tres nuevas especies propias de Chile: *A. montemiliense* (Malleco y Talca),

A. breve (Cautín) y *A. monticola* (Cordillera de la Costa en el límite entre Santiago y O'Higgins).

PACE, R. 1992. *Kaweshkarusa daccordii* n. gen. e n. sp. del Cile (Coleoptera, Staphylinidae) (CII Contributo alla conoscenza delle Aleocharinae). Bollettino del Museo Civico di Storia Naturale di Verona, *16*: 357-364. (1989)

Este nuevo género de Aleocharinae, propio del extremo sur de Chile, es afín a *Spanioda*; sólo incluye a la nueva especie detallada en el título y cuyos representantes son ápteros.

POLLOCK, D.A. 1992, Taxonomic status of *Pythoplesius* Kolbe 1907, a junior synonym of *Cycloderus* Solier 1851, and lectotype designation for *P. michaelseni* Kolbe (Coleoptera: Pythidae: Pilipalpinae). The Coleopterists Bulletin, *46*(3): 239-242.

El autor establece que *Pythoplesius* Kolbe es un sinónimo posterior de *Cycloderus* Solier, del mismo modo que *P. michaelseni* Kolbe lo es de *C. magellanicus* Solier, especie propia del extremo sur de Ghile.

ROIG-JUÑENT. S. 1993. Revisión del género *Barypus* Dejean, 1828 (Coleoptera: Carabidae). Parte III. Revista de la Sociedad Entomológica Argentina, *51*: 1-25.

En este aporte entrega claves para el reconocimiento de subgéneros y especies adscritas a *Barypus*; en ellas se incluyen las cinco especies que se presentan en Chile, distribuídas de la región central el extremo sur.

HYMENOPTERA

BOHART, R.M. 1992. The genus *Oxybelus* in Chile (Hymenoptera: Sphecidae, Crabroninae). Journal of Hymenoptera Research, *1*(1): 157-163.

Efectúa una revisión del género *Oxybelus*, presenta descripciones de las 9 especies que se presentan en Chile (4 de ellas nuevas entidades), 8 de las cuales son exclusivas hasta este momento a nuestro territorio; entrega además una clave para su reconocimiento y efectúa una nueva sinonimia.

GENISE, J.F. & L.S. KIMSEY. 1993. Revision of the South American thynnine genus *Elaphroptera* Guérin-Méneville (Hymenoptera: Tiphiidae). Journal of Hymenoptera Research, *2*(1): 195-220.

En lo relativo a Chile describen una nueva especie y proponen 3 nuevas sinonimias a nivel específico; de las 20 especies incluídas en *Elaphroptera*, 11 se presentan en el territorio nacional, 4 de ellas en forma exclusiva y las restantes compartidas con Argentina en el área sur de su distribución. Presentan una clave para el reconocimiento de machos y hembras de las especies incluídas. Para el caso de otra especie descrita para Chile, *A. tridens* Spinola, su identidad permanece en duda.

KIMSEY, L.S. 1991. Revision of the South American wasp genus *Aelurus* (Hymenoptera: Tiphiidae: Thynninae). Systematic Entomology, *16*: 223-237.

Respecto a la la representación de *Aelurus* en Chile, queda conformada por 4 especies, 1 de ellas nueva, con 3 de ellas exclusivas a nuestro país y la restante compartida con Argentina; propone además 4 nuevas sinonimias específicas. Se presenta una clave para el reconocimiento de las especies incluídas y un cladograma que muestra las relaciones filogenéticas entre ellas.

KIMSEY, L.S. 1992. Phylogenetic relations among the South American thynnine tiphiid wasps (Hymenoptera). Systematic Entomology, *17*: 133-144.

Se efectúa un análisis de las relaciones de parentesco entre los géneros sudamericanos de Thynninae, presentando un cladograma que muestra las relaciones entre ellos; se entrega además una clave para el reconocimiento de estos. En cuanto a la representación en Chile, se sinonimiza *Anodontyra interrupta* Durán, 1941 con *A. tricolor* Westwood, 1835.

MASNER, L. & L. HUGGERT. 1989. World review and keys to the genera of the subfamily Inostemmatinae with reassignment of the taxa to the Platygastrinae and Sceliotrachelinae (Hymenoptera: Platygastridae), Memoirs of the Entomological Society of Canada, (147): i-ii, 1-214 (más un cuadro anexo).

Inostemmatinae es considerada una agrupación simplesiomórfica, reasignando los géneros incluídos en ella, y describen 20 géneros nuevos y 18 nuevas especies. En lo que respecta a taxa presentes en Chile describen 4 nuevos géneros (monoespecíficos) y sus respectivas especies; Platygastrinae queda representado en Chile por 8 géneros y Sceliotrachelinae por 5, la presencia en nuestro país de algunos de estos géneros (3 en el primer caso y 2 en el segundo) se basa en especies aún no descritas. Presentan una clave para el reconocimiento de géneros (a nivel múndial) entregando además los antecedentes conocidos (biológicos, taxonómicos, de distribución, colecta y preparación) y figuras explicativas (más de 250 dibujos y microfotografías).

OLMI, M. 1994. Descrizione di *Gonatopus vidanoi*, nuova specie del Cile, e del maschio di *Gonatopus lacualis* Olmi (Hymenoptera: Dryinidae). Memorie della Societá Entomologica Italiana, *72*: 327-330 (1993)

Se describe una nueva especie propia de Chile, *Gonatopus vidanoi* Olmi y se amplían los antecedentes respecto de *G. lacualis* Olmi; ambas especies han sido obtenidas a partir de ejemplares parasitados de *Amplicephalus glaucus*. (Cicadellidae).

ROZEN, J.G. jr. 1993. Phylogenetic relationships of *Euherbstia* with other short-tongued bees (Hymenoptera: Apoidea). American Museum Novitates, (3060): 1-17.

Se detallan aspectos de sitio de nidificación, nidos, provisión de alimento, desarrollo y actividad estacional y diurna de inmaduros de la especie chilena *Euherbstia excellens* Friese (Andrenidae); se describe la larva madura y se entrega un cladograma que muestra las relaciones filogenéticas (basado en caracteres larvales) con otros taxa relacionados.

RUZ, L. & J.G. ROZEN. 1993. South American panurgine bees (Apoidea: Andrenidae: Panurginae), part I. Biology, mature larva, and description of a new genus and species. American Museum Novitates, (3057): 1-12.

El primer autor describe un nuevo género, *Parasarus*, y su única especie incluída *P. atacamensis* la cual es exclusiva de la región nor-central de Chile. Entregan antecedentes biológicos y describen la larva madura.

SMITH, D.R. 1990. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera, Symphyta) of America south of the United States: Pergidae. Revista Brasileira de Entomologia, *34*(1): 7-200.

El autor propone una nueva entidad de nivel subfamilia, describe 7 nuevos géneros y 87 nuevas especies, propone 35 nuevas combinaciones y efectúa 14 nuevas sinonimias. En lo que se refiere a Chile, describe dos nuevos géneros, *Ecopatus* (monoespecífico) y *Tequus*, y las nuevos especies *E. penai, Giladeus penai* y *G. tuxius;* la representación chilena de esta familia queda conformada por los géneros *Cerospastus* (1 sp.), *Ecopatus* (1 sp.), *Conocoxa* (2 spp.), *Lycosceles* (1 sp.), *Nithulea* (1 sp.), *Giladeus* (3 spp.) y *Tequus* (1 sp.). Es un aporte complementario de la primera parte de esta sinopsis (Smith, 1988. Systematic Entomology, *13*: 205-261).

SMITH, D.R. 1992. A synopsis of the sawflies (Hymenoptera: Symphyta) of the America south of the United States: Argidae. Memoirs of the American Entomological Society, (39): 1 - 201.

En cuanto a Chile, la familia Argidae está representada sólo por la nueva especie *Brachyphatnus vescus*, propia de las regiones de Atacama y Coquimbo; este aporte es la continuación del trabajo mas arriba citado.

GIELIS, C. 1991. A taxonomic review of the Pterophoridae (Lepidoptera) from Argentina and Chile. Zoologische Verhandelingen, (269): 1-164.

Se efectúa una revisión de los taxa de Pterophoridae presentes en el cono Sur de América, reuniendo la información dispersa de este peculiar grupo. Se tratan 12 géneros (3 de ellos nuevos) y 51 especies (29 nuevas). En Chile está representada Platyptiliinae, con 7 géneros (1 de ellos nuevo) y 24 especies, además de Pterophorinae con dos géneros y 9 especies; 19 de estas especies constituyen nuevas entidades.

ODONATA

JURZITZA, G, 1990. Über *Aeshna* (*Neureclipa*) *diffinis* Rambur 1842, *Ae.* (*N.*) *absoluta* (Calvert 1952) und *Ae.* (*N.*) *bonariensis* Rambur 1842 (Odonata: Anisoptera: Aeshnidae). Entamologische Zeitschrift, *100*(19): 353-365.

Establece la validez de *Aeshna absoluta* Calvert, detallando las diferencias con *A. diffinis* y *&. bonariensis*, además de entregar figuras y una clave para su reconocimiento y discutir sobre su distribución geográfica.

JURZITZA, G. 1990. *Aeshna peralta* Ris, 1918, ein synonym von *A. veriegata* Fabricius, 1775 (Anisoptera: Aeshnidae). Odonatologica, *19*(4): 385-393.

Basado en material de Perú, Chile y Argentina, se establece una gran variabilidad morfológica de *Aeshna variegata* F., dentro de la cual el nombre *A. peralta* Ris corresponde a un morfotipo, razón por la cual debe ser considerado como sinónimo.

NOTICIAS

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 191-193

15° GONGRESO BRASILEIRO DE ENTOMOLOGIA, 12-17 marzo de 1995, Caxambú - Minas Geraes, Brasil

En el marco de este Congreso se efectuarán el 6° Encuentro Nacional de especialistas en Fitosanidad y el 2° Simposio de manejo integrado de plagas. El evento es organizado por la Sociedad Entomológica do Brasil y la Escola Superior de Agricultura de Lavras. Informaciones pueden ser solicitadas a: Dr. Américo I. Ciociola, ESAL/Depto. Fitossanidade, Caixa Postal 37, CEP: 37200-Lavras-MG, Brasil.

III CONGRESO ARGENTINO DE ENTOMOLOGIA, 3-7 abril de 1995, Mendoza-Argentina

Informaciones acerca de este evento pueden ser solicitadas a: Prof. Ing. Agr. José G. García Sáez, Facultad de Ciencias Agrarias, Almirante Brown 500, (5505 Chacras de Coria-Mendoza, Argentina.

XXII CONGRESO COLOMBIANO DE ENTOMOLOGIA, 26-28 julio de 1995, Santafé de Bogotá, Colombia

Esta reunión, organizada por la Sociedad Colombiana de Entomología, tiene como temas centrales:

- Plagas de ornamentales y hortalizas, con énfasis en plagas del suelo
- Entomología médica y veterinaria

Junto a esos temas centrales serán tratados aspectos de: biodiversidad y conservación, ecología de insectos, entomología aplicada en sus diversos matices (forestal, productos almacenados, urbana), entre otros. Fecha límite de recepción de resúmenes es el 25 de mayo de 1995; mayores informaciones deben ser solicitadas a: Dr. Alberto Caro, Apartado Aéreo 43672, Sentafé de Bogotá D.C., Colombia (Fax (91) 8429872).

XX INTERNATIONAL GONGRESS OF ENTOMOLOGY, August 25-31, 1996, Florence - Italy

Scientific Program
GENERAL STRUCTURE
- Opening Plenary Lecture
- Plenary Symposia
- Sections Organized by Selected Convenors
- Special Simposia Selected by Section Convenors
- Closing Plenary Lecture
- Audio-visual Sessions
- Poster Sesions
- Special interest Groups
- Workshops
- Exhibitions

THE SCIENTIFIC PROGRAM WILL BE ARRANGED IN THE FOLLOWING SECTIONS
1) Systematics and Phylogeny
2) Zoogeography
3) Morphology
4) Reproduction and Development
5) Cell Biology, Physiology and Biochemistry
6) Insect Neurosciences
7) Insect Immunity
8) Genetics and Evolutionary Entomology
9) Insect Molecular Biology and Genetic Engineering
10) Ecology and Population Dynamics
11) Special Environments Entomology
12) Ethology
13) Social insects
14) Apidology and Sericulture
15) Agricultural Entomology
16) Forest Entomology
17) Tropical Entomotogy
18) Urban and Stored Products Entomology
19) Ecology of Pesticides, Resistance and Toxicology
20) Entomophagous Insects and Biological Control
21) General and Applied Insect Pathology
22) Integrated Pest Management
23) Medical and Veterinary Entomology
24) Biodiversity and Conservation
25) History of Entomology
26) Entomology for the Third Millenium - Critical Issues

CONGRESS PRESIDENT
B. Baccetti

SECRETARY GENERAL
A.Vigna Taglianti

NATIONAL ORGANIZING COMMITTEE
B. Baccetti
M.Cobolli
C. Conci
F. Frilli
E. Tremblay
A. Vigna Taglianti
R. Zocchi

SCIENTIFIC PROGRAM COMMITTEE
E. Tremblay (Pres.)
A. Arzone
F. Bin
C. Briolini
L. Bullini
R, Cavalloro
M. Coluzzi
R. Dallai
G. Domenichini
F. Le Moli
C. Malva
L. Masutti
A. Minelli
S. Ruffo
V. Sbordoni
S. Turillazzi
G. Viggiani

Organizing Secretariat
0.I.C.
Via A. La Marmora, 24
50121 Florence (Italy)
Tel.++39-55.5000631
Fax.++39-55-5001912

Entomologists wishing to propose sectional symposia, workshops or special interest group meetings should return the enclosed intent form or write to the Congress Organizing Secretariat O.I.C. with details. The proposals are expected to reach the Congress Secretariat by the end of 1993.

LISTA OFICIAL DE LOS SOCIOS HONORARIOS Y TITULARES DE LA SOCIEDAD CHILENA DE ENTOMOLOGIA 1994

ANGELICA M. AGUILAR V.	UNIVERSIDAD AUSTRAL DE CHILE, CASILLA 567, VALDIVIA
ALFONSO AGUILERA P.	INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGROPECUARIAS, CASILLA 58-D, TEMUCO
ANDRES ANGULO O.	UNIVERSIDAD DE CONCEPCION, CASILLA 2407-10, CONCEPCION
JAIME APABLAZA H.	PONTIFICIA UNIVERSIDAD CATOLICA DE CHILE, CASILLA 6177, SANTIAGO
JAIME ARAYA C.	UNIVERSIDAD DE CHILE, CASILLA 1004, SANTIAGO
PATRICIO ARRETZ V.	UNIVERSIDAD DE CHILE, CASILLA 1004, SANTIAGO
GERARDO ARRIAGADA S.	ALONSO BERRIOS 5831, SANTIAGO
JORGE ARTIGAS C.	UNIVERSIDAD DE CONCEPCION, CASILLA 2407-10, CONCEPCION
JUAN E. BARRIGA T.	UNIVERSIDAD DE CHILE, CASILLA 1004, SANTIAGO
MARCOS BEECHE C.	SERVICIO AGRICOLA Y GANADERO, CASILLA 4088, SANTIAGO
ARIEL CAMOUSSEIGHT M.	MUSEO NACIONAL DE HISTORIA NATURAL, CASILLA 787, SANTIAGO
ROBERTO CARRILLO L.	UNIVERSIDAD AUSTRAL DE CHILE, CASILLA 567, VALDIVIA
MARIA E. CASANUEVA	UNIVERSIDAD DE CONCEPCION, CASILLA 2407-10, CONCEIPCION
JORGE CEPEDA P.	UNIVERSIDAD DE LA SERENA, CASILLA 599, LA SERENA
MIGUEL CERDA G.	JUAN MOYA 374, SANTIAGO
ELIZABETH CHIAPPA T.	UNIVERSIDAD DE PLAYA ANCHA DE CIENCIAS DE LA EDUCACION, CASILLA 34-V, VALPARAISO
RAUL CORTES P. (Socio Honorario)	UNIVERSIDAD METROPOLITANA DE CIENCIAS DE LA EDUCACION, CASILLA 147, SANTIAGO
RENE COVARRUBIAS B.	UNIVERSIDAD METROPOLITANA DE CIENCIAS DE LA EDUCACION CASILLA 147, SANTIAGO
TOMISLAV CURKOVIC S.	UNIVERSIDAD DE CHILE, CASILLA 1004, SANTIAGO
MARIO ELGUETA D.	MUSEO NACIONAL DE HISTORIA NATURAL, CASILLA 787, SANTIAGO
MARIA ETCHEVERRY C.	IRARRAZAVAL 1628 DPTO. 94, SANTIAGO
DANIEL FRIAS L.	UNIVERSIDAD METROPOLITANA DE CIENCIAS DE LA EDUCACION, CASILLA 147, SANTIAGO
JOSE E. FUENTES	UNIVERSIDAD DE CHILE, CASILLA 653, SANTIAGO
RAUL GODOY H.	UNIVERSIDAD DE CHILE, CASILLA 70061, SANTIAGO
CHRISTIAN GONZALEZ A.	UNIVERSIDAD METROPOLITANA DE CIENCIAS DE LA EDUCACION CASILLA 147, SANTIAGO
ROBERTO H. GONZALEZ	UNIVERSIDAD DE CHILE, CASILLA 1004, SANTIAGO
AUDREY A. GREZ	UNIVERSIDAD DE CHILE, CASILLA 2, SANTIAGO (15)
JOAQUIN IPINZA R.	UNIVERSIDAD MAYOR, CAMINO LA PIRAMIDE 5750, SANTIAGO
VIVIANA JEREZ R.	UNIVERSIDAD DE CONCEPCION, CASILLA 2407-10, CONCEPCION
LILIANNE LAMBOROT C.	UNIVERSIDAD DE CHILE, CASILLA 1004, SANTIAGO
DOLLY LANFRANCO L.	UNIVERSIDAD AUSTRAL DE CHILE, CASILLA 567 VALDIVIA
MARTA LEWIN O.	AV. EL TRANQUE 11397-A, LAS CONDES, SANTIAGO

GILBERTO MONTERO D.	CLARO SOLAR 1126, TEMUCO
TOMAS MOORE R.	CARRERA 330, CURICO
JUAN C. MORONI B.	SERVICIO AGRICOLA Y GANADER0, CASILLA 4088, SANTIAGO
JACOBO NUMHAUSER T.	CASILLA 425, ANCUD
GABRIEL OLALQUIAGA F. (Socio Honorario)	SERVICIO AGRICOLA Y GANADERO, CASILLA 4O88, SANTIAGO
TANIA OLIVARES Z.	UNIVERSIDAD DE CONCEPCION, CASILLA 2407-10, CONCEPCION
LUIS PARRA J.	UNIVERSIDAD DE CONCEPCION, CASILLA 2407-10, CONCEPCION
LUIS PEÑA G.	CASILLA 2974, SANTIAGO
ERNESTO PRADO C.	INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGROPECUARIAS, CASILLA-439, SANTIAGO
AURORA QUEZADA G.	UNIVERSIDAD DE CONCEPCION, CASILLA 2407-10, CONCEPCION
RAMON REBOLLEDO R.	UNIVERSIDAD DE LA FRONTERA, CASILLA 54-D, TEMUCO
RENATO RIPA S.	INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGROPECUARIAS, CASILLA 3, LA CRUZ
FRESIA ROJAS A.	MUSEO NACIONAL DE HISTORIA NATURAL, CASILLA 787, SANTIAGO
LUISA RUZ E.	UNIVERSIDAD CATOLICA DE VALPARAISO, CASILLA 4059, VALPARAISO
FRANCISCO SAIZ G.	UNIVERSIDAD CATOLICA DE VALPARAISO, CASILLA 4059, VALPARAISO
JAIME SOLERVICENS A.	UNIVERSIDAD METROPOLITANA DE CIENCIAS DE LA EDUCACION, CASILLA 147, SANTIAGO
HAROLDO TORO G.	UNIVERSIDAD CATOLICA DE VALPARAISO, CASILLA 4059, VALPARAISO
HECTOR VARGAS C.	UNIVERSIDAD DE TARAPACA, CASILLA 287, ARICA
CARLOTA VERGARA B.	SERVICIO AGRICOLA Y GANADERO, CASILLA 4088, SANTIAGO

Rev. Chilena Ent.
1994, *21*: 195-196

INSTRUCCIONES A LOS AUTORES

Las colaboraciones para la Revista Chilena de Entomología (publicada anualmente) deberán corresponder a investigaciones originales, inéditas, sobre Entomología en cualquiera de sus especialidades, aspectos o relaciones, con las citas bibliográficas o revisión de literatura necesarias para fundamentar el nuevo aporte, y con especial referencia a Chile o a la región Neotropical.

La recepción de trabajos será continua. La aceptación dependerá de la opinión expresada por a lo menos dos revisores. La publicación se hará en estricto orden de recepción, condicionado por su aceptación, dejandose expresa constancia de las fechas de recepción y aceptación definitiva de los manuscritos.

Los trabajos deberán estar escritos a máquina, a doble espacio, en hoja tamaño carta, con un margen de 2,5 cm. por lado; cada hoja se numerará correlativamente y llevará el apellido de los autores. Los autores de trabajos que utilicen impresoras para sus originales, deberán poner especial atención en cuanto a que el texto sea absolutamente legible. Deberá evitarse el uso de neologismos y de abreviaturas no aceptadas internacionalmente.

Los autores deberán financiar parte de los costos de impresión.

Los originales, incluyendo 2 copias, se deben dirigir a:

Editor
Revista Chilena de Entomología
Casilla 21132
Santiago (21), CHILE

Los trabajos redactados en español o inglés, deben incluir un resumen en ambos idiomas. La aceptación de aportes redactados en otro idioma, está sujeta a autorización por parte del Comité Editorial.

Se sugiere que cada artículo científico conste de las siguientes secciones: Resumen y Abstract, Introducción, Materiales y Métodos, Resultados, Discusión (pudiéndose refundir estos últimos), Agradecimientos, Literatura Citada.

El título debe ser breve, escrito en español e inglés, y se debe incluir palabras claves (key words) a continuación de cada resumen.

Los trabajos taxonómicos deben ceñirse a las recomendaciones del Código Internacional de Nomenclatura Zoológica; las descripciones de nuevos taxa deben incluir figuras adecuadas a tal propósito.

Indique mediante notas marginales en el texto la localización preferida de Tablas y Figuras.

Las llamadas al pie de página deberán indicarse mediante un número, con numeración correlativa a lo largo del manuscrito.

Las menciones de autores en el texto deberán ser hechas sólo con inicial mayúscula ej.: González; los nombres de autores de la Literatura Citada deberán ser escritos con mayúscula, ej.: GONZALEZ. El término Bibliografía se reserva para aquellos casos en que se efectúa una recopilación exhaustiva sobre un determinado tema.

Ejemplos de menciones de citas bibliográficas:

FRIAS L., D., 1986. Biología poblacional de *Rhagoletis nova* (Schiner) (Diptera: Tephritidae). Rev. Chilena Ent. *13*. 75-84.

TORO, H. y F. ROJAS, 1968. Dos nuevas especies *de Isepeolus* con clave para las especies chilenas. Rev. Chilena Ent., *6*: 55-60.

GREZ, A.A.; J.A. SIMONETTI y J.H. IPINZA-REGLA, 1986. Hábitos alimenticios de *Camponotus morosus* (Smith, 1858) (Hymenoptera: Formicidae) en Chile Central. Rev. Chilena Ent., *13*: 51-54.

Note que se resalta los nombres científicos y el volumen de la revista. En el caso de títulos que incluyan nombres genéricos o específicos, deberá llevar en paréntesis el Orden y la Familia a que pertenecen, separados por dos puntos. Se aceptará la cita abreviada del nombre de la Revista (propuesta por sus editores) o en su defecto el nombre completo de la misma, cuidando adoptar un criterio uniforme.

Ejemplos de menciones de citas de libros, capítulos de ellos y publicaciones en prensa:

CLODSLEY-THOPSON, J.L., 1979. El hombre y la biología de zonas áridas. Editorial Blumé, Barcelona.

BRITTON E.B., 1979. Coleoptera: *In*: CSIRO (ed.), The insects of Australia, pp. 495-621. Melbourne University Press, Carlton.

BURCKHARDT, D. (en prensa). Jumping plant lice (Homoptera: Psylloidea) of the temperate Neotropical region. Part. 3: Calophyidae and Triozidae. Zoological Journal of the Linnean Society.

BLANCHARD, C.E., 1851. FASMIANOS. *In*: C. Gay (ed), Historia Física y Política de Chile. Zoología, *6*: 23-29. Imprenta de Maulde et Renou, Paris.

Nótese que en el penúltimo caso no se indica fecha ni volumen de supuesta publicación.

Las citas en el texto se hacen por la mención del apellido del autor seguido del año de publicación, separados por una coma. Varios trabajos de un mismo autor publicados en el mismo año, deberán diferenciarse con letras minúsculas (ejemplo: Rojas, 198la, 198lb y 198lc); para citas de trabajos de dos autores se deben mencionar los apellidos de ambos (ejemplo: Rojas y Cavada 1979); trabajos de más de dos autores deberán ser citados por el apellido del primer autor seguido de *et al.*, varios trabajos citados dentro de un paréntesis deberán ser separados por punto y coma (ejemplo: Frías, 1986; Toro & Rojas, 1968; Grez *et al.*, 1986 y Rojas & Cavada, 1979).

La primera vez que se cite en el texto un nombre científico, deberá llevar el nombre de su descriptor (ejemplo: *Peloridora kuscheli* China, 1955) y en lo posible el año de su descripción. Todas las palabras en latín, incluso abreviaturas en latín, deberán ser subrayadas.

Gráficos, diagramas, mapas, dibujos y fotografías llevarán la denominación de Figuras (abreviado como Fig. en el texto); se usará el término Tabla para designar cualquier conjunto de datos presentados en forma compacta.

Se deberá proporcionar en una hoja aparte, un encabezamiento de página (título acortado) de no más de 80 caracteres, incluyendo espacios y apellido del autor (ejemplo: Guerrero *et al.:* Acción parasitaria de himenópteros sobre *Plutella xylostella L.).*

Los dibujos deben ser hechos con tinta china negra y papel diamante o en papel blanco de buena calidad pudiendo usarse además, materiales autoadhesivos (letra set u otros). Las fotografías deberán ser en blanco y negro, papel brillante y con buen contraste e intensidad. La impresión a color será de cargo de los autores.

Las figuras llevarán leyenda corta, precisa y autoexplicativa y serán numeradas correlativamente. Para su confección se deberá tener en cuenta las proporciones de la hoja impresa de la revista.

Las figuras que excedan el tamaño de la hoja deberán ser diseñadas considerando la reducción que sufrirá el original. Usar escalas gráficas.

Las leyendas y explicaciones de figuras deberán mecanografiarse en hoja aparte.

Cada ilustración deberá llevar además del número, el nombre del autor, las cuales deben escribirse con lápiz grafito en su margen o en el reverso en el caso de fotografías.

El número de cuadros y figuras debe limitarse al mínimo indispensable para comprender el texto.

Pruebas de imprenta: el autor recibirá una prueba que deberá devolver corregida dentro de los 10 días posteriores a su envío.

Separatas: el o los autores recibirán gratuitamente un total de 50 separatas por trabajo. Si desea un número mayor, deben solicitarse y cancelarlas anticipadamente. La cantidad adicional debe ser indicada al devolver las pruebas de imprenta.

CONTENIDO

ASKEVOLD, I.S. & R.W. FLOWERS. *Glyptosceloides dentatus*, a genus and species of Eumolpinae new to Chile (Coleoptera: Chrysomelidae) 69
BEECHE C., M.A. y R.S. MUÑOZ G. Primer registro del escolítido del olmo, *Scolytus multistriatus* (Musham). (Coleoptera: Scolytidae), en Chile 181
BENADO, M. véase G.MANRIQUEZ & M. BENADO 185
BURCKHARDT, D. Generic key to chilean jumping plant-lice (Homoptera: Psylloidea) with inclusion of potential exotic pests 57
CARBONELL, C. véase J.H. IPINZA-REGLA *et al* 41
CHIAPPA T., E. Comportamientos precursores de vida social en Apoidea (Hymenoptera) . 165
CHIAPPA, E. y H. TORO. Comportamiento reproductivo de *Centris mixta tamarugalis* (Hymenoptera: Anthophoridae). II Parte: Nidificación y estados inmaduros 99
DELFINO, M. A. Descripción de dos nuevas especies de *Uroleucon* (Homoptera: Aphididae) 31
ELGUETA, M. y D. LANFRANCO. La familia Aulacidae en Chile (Hymenoptera: Evanioidea) 85
ELGUETA, M. véase J. SOLERVICENS y M. ELGUETA 135
ELORTEGUI, S. véase H. TORO y S. ELORTEGUI 125
FLOWERS, R. S. véase I.S. ASKEVOLD & R.S. FLOWERS 69
GODOY-HERRERA, R. Desarrollo y genética de patrones de movimiento en larvas del género *Drosophila* 171
HAITLINGER, R. Four new larval mites (Acari: Trombidiidae: Eutrombidiinae) ectoparasitic on carabids (Insecta: Coleoptera: Carabidae) 47
IBARRA-VIDAL, H. véase L.E. PARRA y H. IBARRA-VIDAL 77
IPINZA-REGLA, J.H.; C. CARBONELL y M.A. MORALES. Hermetismo en sociedades mixtas de hormigas (Hymenoptera: Formicidae) en nidos artificiales 41
LANFRANCO, D. véase M. ELGUETA y D. LANFRANCO 85
MANRÍQUEZ, G. & M. BENADO *Echinopsis chilensis* (Friedrich et Rowland): an endemic breeding site for *Drosophila pavani* Brncic 1957 185
MARTÍNEZ, A. y L.E. PEÑA G. Una nueva especie de *Oogenius* Solier (1851) de Chile (Coleoptera; Scarabaeidae) 117
MOORE R., T. Un Nuevo *Mastogenius* para Chile (Coleoptera: Buprestidae) 121
MORALES, M.A. véase J.H. IPINZA-REGLA *et al* 41
MUÑOZ G., R.S. véase M.A. BEECHE C. y R.S. MUÑOZ G 181
PARRA, L.E. y H. IBARRA-VIDAL. Descripción de los estados inmaduros y notas biológicas sobre *Metaphatus ochraceus* (Lepidaptera: Palaephatidae), defoliador del notro (*Embothrium coccineum*) 77
PEÑA G., L.E. véase A. MARTINEZ y L.E. PEÑA G 117
ROIG-JUÑENT, S. Las especies chilenas de *Cnemalobus* Guérin-Meneville 1838 (Coleoptera: Carabidae: Cnemalobini) 5
RUIZ-DUBREUIL, G. Arquitectura genética y adecuación biológica de la oviposición agregada en *Drosophila melanogaster* 175
SOLERVICENS, J. y M. ELGUETA. Insectos de follaje de bosques pantanosos del Norte Chico, centro y sur de Chile 135
TORO, H. y S. ELORTEGUI. Ajuste genital en la cópula de Thynninae (Hymenoptera: Tiphiidae) Parte II: *Elaphroptera nigripennis* (Smith) 125
TORO, H. véase E. CHIAPPA y H. TORO 99

SOCIEDAD CHILENA DE ENTOMOLOGIA
CASILLA 21132
SANTIAGO 21
CHILE

OGAR-5556847

ERNST MAYR LIBRARY
3 2044 110 344 678